ECOLOGIE MARINĂ

Îndrumar pentru lucrări practice

VICTOR SURUGIU

I 388.592

Editura Universităţii „Alexandru Ioan Cuza" Iaşi

BIBL. CENTR. UNIV.
„M. EMINESCU" IAȘI
I 388. 592

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Victor SURUGIU

Ecologie marină

Îndrumar pentru lucrări practice

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Volumul se tipăreşte printr-un program finanţat de CNCSIS, At nr. 164/2006

Referenţi ştiinţifici:

Prof.dr. **Marian-Traian Gomoiu**
Membru corespondent al Academiei Române,
Universitatea „Ovidius" Constanţa

Prof.dr. **Stoica Preda Godeanu,**
Universitatea „Ovidius" Constanţa

Coperta: MANUELA OBOROCEANU

ISBN 978 - 973 - 703 - 253 - 9

© Editura Universităţii „Alexandru Ioan Cuza", 2007
700511 Iaşi, str. Păcurari nr. 9, tel./fax: 0232–314947

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Victor Surugiu

152.489

ECOLOGIE MARINĂ

ÎNDRUMAR
PENTRU
LUCRĂRI PRACTICE

ALE

419274
B.C.U. IASI

EDITURA UNIVERSITĂȚII „ALEXANDRU IOAN CUZA"
IAȘI – 2007

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Descrierea CIP a Bibliotecii Naţionale a României

SURUGIU, VICTOR
Ecologie marină: îndrumar pentru lucrări practice /
Victor Surugiu - Iaşi : Editura Universităţii „Al. I. Cuza", 2007

Bibliogr.

ISBN (13) 978-973-703-253-9

574.5(26)

BCU IAŞI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

CUPRINS

Prefață 7
Capitolul 1. Elemente de hidrografie și oceanografie fizică 9
1.1. Stabilirea poziției geografice 9
1.2. Măsurarea adâncimi 15
1.3. Stabilirea direcției curenților marini 18
1.4. Măsurarea temperaturii apei 20
1.5. Măsurarea transparenței apei 24
1.6. Măsurarea intensității luminii din masa de apă 26
Capitolul 2. Determinarea proprietăților chimice ale apei marine 29
2.1. Prelevarea probelor de apă 29
2.2. Determinarea salinității prin metoda Mohr-Knudsen 37
2.3. Determinarea oxigenului dizolvat în apă 42
2.3.1. Determinarea titrimetrică a oxigenului dizolvat („metoda clasică Winkler") 43
2.3.2. Determinarea spectrofotometrică a oxigenului dizolvat 49
2.3.3. Determinarea gradului de saturație în oxigen 51
2.4. Determinarea hidrogenului sulfurat 54
2.4.1. Determinarea titrimetrică a hidrogenului sulfurat 55
2.4.2. Determinarea spectrofotometrică a hidrogenului sulfurat 58
2.5. Determinarea *p*H-ului 62
2.5.1. Metoda colorimetrică cu hârtie indicatoare 63
2.5.2. Metoda colorimetrică cu soluție de indicatori 64
2.5.3. Metoda potențiometrică 65
2.6. Determinarea potențialului redox (Eh) 68
2.7. Determinarea alcalinității 73
2.8. Determinarea dioxidului de carbon 79
2.9. Determinarea substanțelor biogene 85
2.9.1. Determinarea nitraților 86
2.9.2. Determinarea nitriților 91
2.9.3. Determinarea amoniacului 94
2.9.4. Determinarea fosfaților 97
2.10. Determinarea materiilor organice dizolvate 101
2.11. Prepararea apei marine artificiale 103

Capitolul 3. Analiza sedimentelor 105
3.1. Analiza granulometrică 105
3.2. Analiza parţială a conţinutului de mâl din sedimente 114
3.3. Determinarea porizităţii sedimentelor 116
3.4. Determinarea conţinutului de carbon organic din sedimente 118
Capitolul 4. Studiul planctonului 123
4.1. Studiul fitoplanctonului 123
4.1.1. Analiza calitativă a fitoplanctonului 123
4.1.2. Determinarea abundenţei numerice a fitoplanctonului 128
4.1.3. Determinarea biomasei fitoplanctonului 131
4.1.4. Determinarea spectrofotometrică a conţinutului de clorofilă *a* 133
4.1.5. Determinarea ratei fotosintetice a fitoplanctonului („metoda sticlelor albe şi negre") 136
4.2. Studiul zooplanctonului 144
4.2.1. Analiza calitativă a zooplanctonului 144
4.2.2. Determinarea densităţii şi biomasei zooplanctonului 153
Capitolul 5. Studiul nectonului 167
5.1. Analiza calitativă a nectonului 167
5.2. Estimarea indirectă a efectivelor populaţiilor de peşti („metoda Petersen") 178
5.3. Analiza conţinutului gastrointestinal la peşti 180
Capitolul 6. Studiul bentosului 183
6.1. Studiul macroflorei bentonice 183
6.1.1. Analiza calitativă a macrofitobentosului 183
6.1.2. Analiza cantitativă a macrofitobentosului 186
6.2. Studiul macrozoobentosului 191
6.2.1. Analiza calitativă a macrozoobentosului 191
6.2.2. Analiza cantitativă a macrozoobentosului 200
6.3. Studiul meiofaunei 214
6.3.1. Analiza calitativă a meiobentosului 214
6.3.2. Analiza cantitativă a meiobentosului 220
Bibliografie 235
Anexe 245

BCU IAŞI

PREFAȚĂ

În cea de-a doua jumătate a secolului XX biologia marină a înregistrat progrese spectaculoase. Drept urmare, mijloacele de cercetare ştiinţifică a mărilor şi oceanelor s-au diversificat considerabil. Dacă în trecut pentru cunoaşterea proprietăţilor fizico-chimice ale mediului marin sau pentru studiul vieţuitoarelor sale se foloseau doar instrumente coborâte în apă de la bordul unor nave de cercetare, în prezent studiul vieţii din mări şi oceane se face cu ajutorul scafandrului autonom, al submersibilelor, al sateliţilor artificiali şi al altor echipamente sofisticate. Aceste ultime inovaţii ale tehnicii le permit oamenilor de ştiinţă să facă observaţii directe sau să colecteze probe de la cele mai mari adâncimi. Prin urmare, cercetările marine sunt extrem de costisitoare şi în anumite cazuri chiar periculoase. Nu întâmplător se face o paralelă între investigarea adâncurilor marine şi oceanice şi cea a spaţiului cosmic.

Cu toate acestea, literatura oceanologică românească este încă relativ săracă. De aceea, mi s-a părut extrem de oportună ideea elaborării unei lucrări în care să fie prezentate cele mai uzuale metode practice de studiu în teren sau în laborator în domeniul biologiei marine. Prezentul îndrumar de lucrări practice are menirea de a umple în acest fel golul existent în literatură de specialitate din România. După cum se poate observa şi din titlu, îndrumarul se adresează în special studenţilor de la facultăţile de biologie. Totuşi, am încercat să-i confer destulă rigoare şi acurateţe ştiinţifică pentru a putea servi drept un instrument de lucru util şi pentru masteranzi, doctoranzi sau tineri cercetători în preocupările cărora intră studiul mediului marin. În acest fel lucrarea are un dublu scop – didactic şi ştiinţific.

Metodele prezentate în îndrumar sunt cele utilizate în mod obişnuit, uşor de abordat şi de efectuat în orice laborator cu o dotare minimă şi având un personal cu o pregătire de bază. Cu toate că s-a

evitat pe cât posibil descrierea metodelor care presupun utilizarea unor echipamente costisitoare, metodele instrumentale sau automatizate nu au fost excluse în totalitate.

În primele trei capitole sunt prezentate anumite tehnici de analiză a factorilor fizici și chimici ai apelor și sedimentelor marine, care de cele mai multe ori reprezintă puncte de plecare pentru majoritatea studiilor de ecologie marină. În următoarele trei capitole sunt abordate în detaliu metodele de colectare și prelucrare a probelor biologice, de analiză calitativă și cantitativă a fitoplanctonului, zooplanctonului, nectonului și zoobentosului. Fiecare metodă este precedată de o scurtă parte introductivă în care sunt definite anumite noțiuni esențiale, se arată importanța parametrului analizat sau se dau valorile pe care acesta le prezintă în mod obișnuit. Protocoalele de lucru au fost structurate sub forma unor instrucțiuni precise, ce trebuie urmate pas cu pas, asemenea unei „cărți de bucate". Pentru o mai bună fluență, am evitat să încarc textul cu prea multe citări din literatură. Pentru cei interesați, la sfârșitul lucrării se dă o bibliografie reprezentativă.

Lucrarea de față este departe de a fi exhaustivă, reprezentând doar o primă încercare de a aduna laolaltă metodele și tehnicile aplicate în biologia și ecologia marină, care se speră că va fi dezvoltată și îmbunătățită în viitor prin observațiile și sugestiile venite din partea specialiștilor.

Folosesc acest prilej pentru a aduce alese mulțumiri acelora care m-au ajutat la definitivarea și perfecționarea îndrumarului și îndeosebi prof. dr. Marian-Traian Gomoiu, prof. dr. Stoica Godeanu, conf. dr. Teodora Maria Onciu, cercet. științific Florin Timofte pentru amabilitatea cu care au răspuns solicitărilor mele.

BCU IASI

Capitolul 1

ELEMENTE DE HIDROGRAFIE ŞI OCEANOGRAFIE FIZICĂ

1.1. Stabilirea poziţiei geografice

A. Generalităţi

Navigaţia este cunoaşterea poziţiei navei şi dirijarea deplasării acesteia cu ajutorul aparatelor, instrumentelor şi hărţilor. Există mai multe tipuri de navigaţie (Manole & Ionescu, 1982):

a) *navigaţia astronomică*, care are o vechime de multe secole şi se face prin observaţii asupra poziţiei corpurilor cereşti cu ajutorul sextantului şi cronometrului.

Sextantul este un instrument optic de navigaţie cu ajutorul căruia se măsoară unghiuri verticale şi orizontale la diferite repere de navigaţie (aştri sau obiecte costiere) pentru a determina poziţia navei.

Precizia acestei metode depinde de abilitatea observatorului şi este în cele mai bune condiţii de aproximativ ±2 km .

b) *navigaţia costieră* este navigaţia care se desfăşoară la o distanţă mai mică de 50 Mm de ţărm şi utilizează mai multe metode de observaţie a unor repere costiere. De exemplu, poziţia navei se poate stabili cu sextantul prin măsurarea unghiurilor orizontale dintre trei obiecte de pe uscat a căror poziţie este bine cunoscută şi prin determinarea distanţelor şi relevmentelor (unghiurilor).

În navigaţia din apropierea coastelor (0-80 km) determinarea poziţiei se poate face şi cu ajutorul sistemul SHORAN (*SHOrt RAnge Navigation*). Din această categorie cel mai cunoscut sistem este radarul, care are o frecvenţă de lucru de 3-10GHz şi o precizie >1 m.

c) *navigaţia estimată* se foloseşte pe distanţe mari, în larg, când poziţia navei se determină cu ajutorul lochului şi a busolei. Poziţia iniţială a navei se determină fie prin observaţii la o stea, fie prin referire

B.C.U. "M. EMINESCU" IAŞI

la un reper de pe uscat după care se trasează drumul care ar conduce vasul spre destinația dorită. Cunoscând viteza navei, se poate estima poziția sa în orice moment. Precizia acestei metode este redusă datorită acțiunii exercitate de curenți, vânturi și valuri asupra navei.

d) *navigația hiperbolică* este un sistem radiotehnic folosit pentru navigația pe distanțe mari, în care poziția navei se stabilește prin curbe numite *hiperbole*, cu ajutorul undelor radio. Există mai multe sisteme de navigație hiperbolică: Omega, Loran, Decca, Hyperfix, Gee, Consol, Shoran, Radar etc. În general, sistemele cu precizie mare prezintă lungimi de undă scurte (frecvență mare) și o rază de acțiune limitată și invers.

LORAN (de la acronimul englezesc *LOng RAnge Navigation*) este sistemul de navigație cu cea mai largă utilizare pentru determinarea punctului unde se află nava atunci când zona de coastă este foarte departe (>150 km). Acest sistem folosește trei stații radio terestre (una principală și 2 conjugate) situate la 400 Mm distanță între ele și care emit semnale electromagnetice scurte și compară timpul de sosire a două dintre aceste semnale. Diferența de timp care apare la recepționarea semnalelor la bord indică distanța dintre navă și stația respectivă. Luând în considerație două sau mai multe perechi de stații, poziția navei se estimează pe baza diferențelor de timp corespunzătoare diferențelor de distanță reprezentate prin hiperbole. La intersecția a două hiperbole se află nava. Raza de acțiune a sistemului este de 700 Mm ziua și 1400 Mm noaptea, iar precizia de până la ±50 m.

DECCA Navigator este un alt sistem radiotehnic de navigație în care poziția navei se stabilește pe baza diferențelor de fază dintre undele emise sincronizat de o stație principală, care lucrează conjugat cu 3 stații secundare. Distanța față de stații fiind diferită, aparatul de recepție de la bordul navei stabilește diferențele de timp caracteristice undelor de la fiecare dintre stații. Diferențele de fază se convertesc în hiperbole, la intersecția cărora se află nava. Fiecare din cele 3 stații generează câte un fascicul de hiperbole, notate cu roșu, verde și portocaliu. Raza de acțiune a sistemului este de 640 km ziua și 460 km noaptea. Frecvența de lucru este de 112-196 kHz, iar precizia de ±10 m.

e) *navigaţia cu ajutorul sateliţilor* se face cu ajutorul Sistemului SatNav sau GPS (vezi Secţiunea B de mai jos).

B. Principiul metodei

Sistemul Global de Poziţionare (GPS) este compus dintr-un număr de 24 de sateliţi care se deplasează în jurul Pământului pe orbite cunoscute şi care emit continuu semnale electromagnetice de înaltă frecvenţă şi un receptor mobil situat la suprafaţa pământului care recepţionează semnalele emise de sateliţi (fig. 1.1). Pe baza măsurării timpului în care semnalele emise de fiecare satelit ajung la receptor se calculează distanţele faţă de sateliţii respectivi. În felul acesta, sateliţii servesc drept repere precise pentru determinarea coordonatelor geografice ale receptorului 95% din timp, oriunde pe glob.

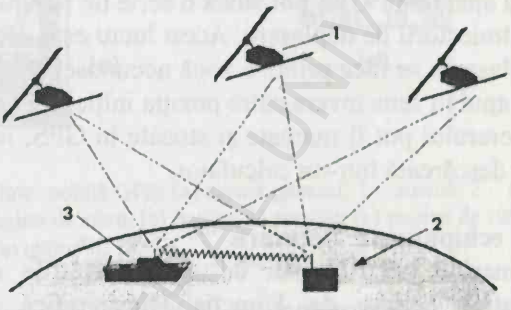


Figura 1.1. Principiul de funcţionare a sistemului DGPS: 1 – sateliţi; 2 – staţie de referinţă terestră; 3 – nava cu receptorul mobil (după Summerhayes & Thorpe, 1996)

Raza de acţiune a sistemului GPS este de 21.600 m, perioada de 12 ore, frecvenţa de 1575,42 MHz, iar precizia de ±35 m cu 3 sateliţi şi sub 10 m cu 4 sateliţi. Sistemul Diferenţial de Poziţionare (DGPS), care utilizează în mod simultan şi repere terestre fixe cu o poziţie cunoscută, are o precizie de mai puţin de 5 m.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

GPS-ul îşi cunoaşte poziţia geografică aproximativă şi stabileşte lista sateliţilor care sunt prezenţi la momentul dat deasupra orizontului local (Observaţia b). Apoi unitatea GPS recepţionează semnalele emise de sateliţi şi afişează puterea semnalului pentru fiecare satelit recepţionat (fig. 1.2b). Atunci când sunt recepţionate semnalele de la cel puţin trei sateliţi, unitatea GPS este capabilă să calculeze prin triangulaţie poziţia sa geografică, afişând coordonatele punctului în care se află (fig. 1.2c). Atunci când sunt recepţionaţi mai mult de 3 sateliţi, GPS-ul va afişa şi altitudinea deasupra nivelului mării. Altitudinea nu este precisă şi trebuie corectată cu ajutorul sistemului DGPS. Odată stabilită poziţia geografică, unitatea GPS poate fi mutată dintr-un loc în altul, timp în care va indica atât poziţia geografică actualizată, cât şi viteza şi direcţia de deplasare (busola).

Majoritatea aparatelor GPS pot stoca o serie de poziţii momentane sub forma unei traiectorii de deplasare. Acest lucru este deosebit de util atunci când deplasarea se face printr-o zonă necunoscută, deoarece ruta poate fi urmată apoi în sens invers către poziţia iniţială. Punctele situate de-a lungul itinerarului pot fi marcate şi stocate în GPS, iar poziţia lor poate fi ulterior descărcată într-un calculator.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Hărţi marine pentru zona de studiu. Hărţile marine sunt documente nautice editate de Direcţia Hidrografică Maritimă a României – Constanţa (D.H.M.), pe care sunt reprezentate anumite elemente dintr-un acvatoriu, necesare navigatorilor pentru orientare. Hărţile marine sunt nişte reprezentări în plan orizontal ale unor fâşii de ţărm şi ale unor suprafeţe de apă (mări, oceane sau părţi din acestea), micşorate la o anumită scară şi cu o orientare spre nordul geografic.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

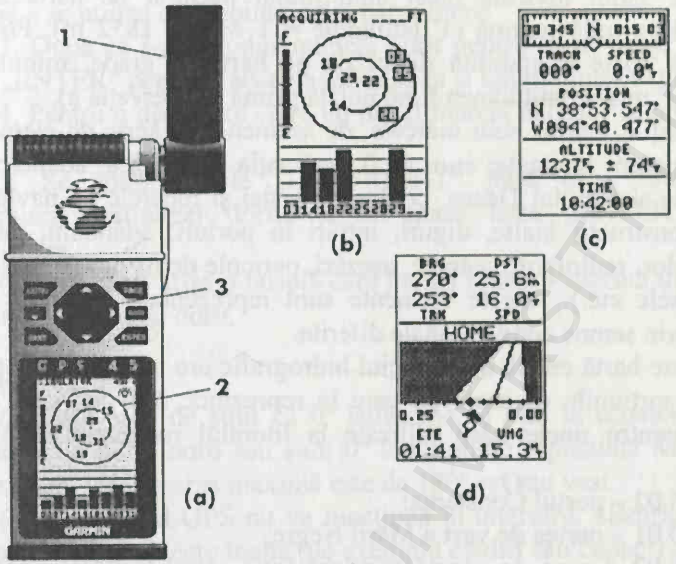


Figura 1.2. Unitate mobilă GPS: (a) aspect general: 1 – antenă; 2 – ecran; 3 – taste de comandă; (b) pagina de stare; (c) pagina de poziţie; (c) pagina de rută (modificat după GPS Personal Navigator™, 1994)

Pentru nevoile navigaţiei se întrebuinţează în special hărţi în proiecţie gnomonică şi hărţi în proiecţie Mercator. Proiecţia gnomonică este folosită pentru hărţile la scară mare şi acoperă suprafeţe mici. Este o reprezentare grafică a suprafeţei Pământului la care proiecţia se face pe un plan tangenţial la sferă într-un punct dat, iar ochiul observatorului este în centrul sferei. Proiecţia Mercator se foloseşte pentru hărţile la scară mică şi este o reprezentare grafică a suprafeţei Pământului pe un cilindru tangent la ecuator, iar ochiul observatorului se consideră în centrul Pământului. Reţeaua cartografică în proiecţia Mercator este alcătuită din meridiane (linii paralele şi echidistante, perpendiculare pe ecuator) şi din paralele (linii distanţate astfel încât scara latitudinii să fie mărită în aceeaşi proporţie cu scara longitudinii). Marginea verticală a

hărții este astfel divizată încât unui minut măsurat pe hartă să îi corespundă o milă marină (1' latitudine = 1 Mm = 1852 m). Poziția geografică poate fi stabilită direct de pe hartă în grade, minute și secunde (g° m' s"), latitudinea fiind notată prima (Observația a).

Pe hărțile marine sunt marcate, de asemenea, o serie de elemente necesare pentru navigație cum ar fi declinația magnetică, adâncimile, hiperbolele sistemului Decca, conturul coastei și reperele de navigație (faruri, construcții înalte, diguri, intrări în porturi, adâncimi, natura sedimentelor, radiofaruri, canale, așezări, pericole de navigație, pase de acces, șosele etc.). Aceste elemente sunt reprezentate pe hartă prin culori și prin semne convenționale diferite.

Fiecare hartă emisă de serviciul hidrografic are un indice pentru a desemna porțiunile de mare pe care le reprezintă. Mai jos sunt date codurile pentru unele hărți utilizate la litoralul românesc al Mării Negre:

1.025.02 – portul Constanța;

1.750.01 – partea de vest a Mării Negre;

1.300.02 – zona de coastă cuprinsă între capul Caliacra și Delta Dunării;

1.050.02 – zona de coastă cuprinsă între capul Tuzla și portul Midia.

2. Unitate receptoare GPS. Receptoarele GPS pot avea mărimi diferite, de la receptoare portabile (de exemplu, Garmin GPS 48 sau Magellan GPS 315) până la modele mai complexe (ca de pildă Northstar GPS 952). Unitatea GPS prezintă o antenă și un ecran mic care afișează statutul receptorului și toate măsurătorile curente (fig. 1.2a). Majoritatea modelelor prezintă un port de ieșire prin care dispozitivul se poate conecta la un calculator personal (PC).

D. Modul de lucru

1. Se pornește unitatea GPS și se lasă un timp oarecare pentru ca acesta să-și stabilească poziția geografică (Observația c). Pentru a marca locul dorit se apasă tasta „MARK".

2. Locul pentru care s-a determinat poziția este denumit folosind tastele „UP/DOWN" pentru a modifica caracterele și tasta

„LEFT/RIGHT" pentru a deplasa cursorul. Pentru fiecare loc este comod a se utiliza o combinaţie din patru litere.

3. După ce s-a introdus numele dorit pentru locul fixat, se apasă tasta „ENTER" pentru a accepta latitudinea şi longitudinea actuală.

4. Pentru o deplasare către un punct marcat anterior se apasă tasta „GO TO".

5. Se apasă tastele „LEFT/RIGHT" până când este afişată denumirea destinaţiei dorite şi se apasă tasta „ENTER" pentru confirmare.

6. GPS-ul va afişa o busolă care indică printr-o săgeată direcţia de urmat către punctul dorit.

E. Observaţii

(a) Este bine de ştiut că 0° latitudine se află la ecuator, iar 90° latitudine la polul nord sau sud; 0° longitudine reprezintă Meridianul Greenwich, iar valoarea maximă este de 180° est sau vest.

(b) Receptorul GPS nu va funcţiona în interiorul clădirilor sau în apropierea unor obiecte înalte (de exemplu clădiri sau copaci) din cauza ecranării semnalelor transmise de către sateliţi.

(c) Timpul de stabilire a poziţiei geografice poate varia între 7,5 şi 15 minute, în funcţie de zona geografică, de nebulozitate, de timpul şi mai ales distanţa faţă de ultimul punct pentru care s-a făcut determinarea poziţiei.

1.2. Măsurarea adâncimii

A. Generalităţi

În trecut măsurarea adâncimilor sau *sondajul* se realiza cu ajutorul greutăţilor suspendate de capătul unor frânghii groase de cânepă. Acestea erau confecţionate astfel încât să învingă o anumită forţă de frecare, prezentau marcaje la anumite intervale şi erau coborâte de pe navă până când greutatea atingea fundul mării. Ulterior, tocmai datorită creşterii cu adâncimea a forţei de frecare, acestea au fost înlocuite cu cabluri solide de oţel. Datorită rezistenţei mari a acestora (240 kg/100 m), cât şi greutăţii lor proprii (130 kg/1000 m), teoretic cablurile de oţel

se puteau scufunda până la 15.000 m (Pora & Oros, 1974). În apele foarte adânci, momentul când greutatea atingea fundul era marcat de reducerea tensiunii cablului înregistrat de un dinamometru, iar adâncimea era citită cu ajutorul unui contor mecanic cuplat cu scripetele prin intermediul căruia era desfăşurat cablul. Măsurarea adâncimilor cu ajutorul cablurilor prezenta anumite dezavantaje, cum ar fi timpul foarte mare necesar pentru coborârea şi ridicarea cablului de sondaj şi gradul mare de imprecizie datorat deformărilor cablului sau abaterii de la verticală din cauza curenţilor de fund sau a derivei navei. În prezent măsurarea adâncimii oceanelor se face prin sondaj acustic.

B. Principiul metodei

Sondajul acustic constă în emiterea de către un aparat, care poartă denumirea de *ecosondă* sau *ecolot*, a unui semnal sau impuls sonor care se propagă prin apă către fund şi înregistrarea undei reflectate de la fund sau din păturile subiacente (fig. 1.3a). Aparatul este montat în partea de jos a navei şi constă dintr-un generator de impulsuri şi un hidrofon, ambele cuplate într-un singur transductor. Aceşti transductori folosesc proprietăţile piezoelectrice ale cuarţului sau proprietăţile magnetice ale nichelului. În orice caz, prin excitaţie electrică sunt produse schimbări rapide ale dimensiunii piezo-elementului, sub formă de pulsaţii scurte care sunt transmise în coloana de apă. Ecoul întors provoacă vibraţii ale transductorului care sunt transformate în semnale electrice şi care pot fi apoi amplificate şi înregistrate. Astfel, transductorul funcţionează atât ca generator, cât şi ca receptor de semnale.

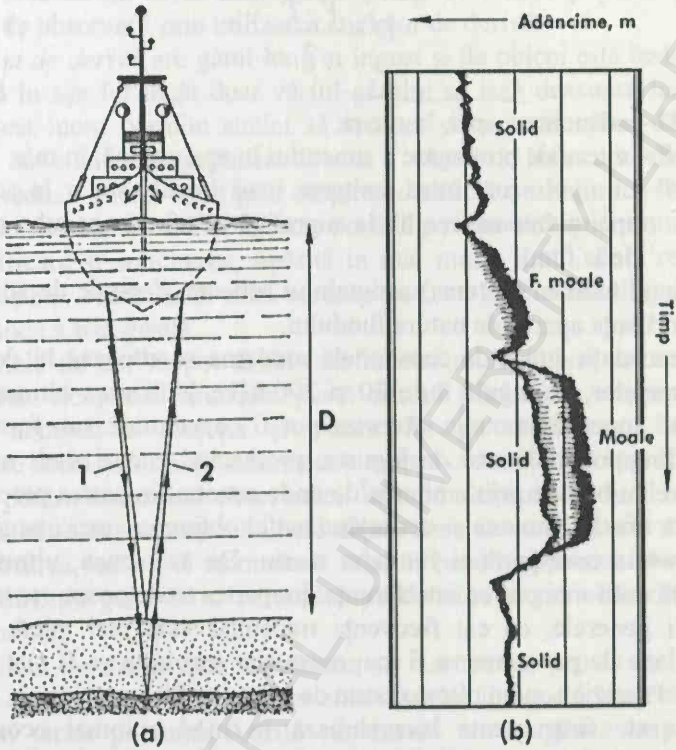


Figura 1.3. Măsurarea adâncimii cu ajutorul ecolotului: (a) principiul de funcţionare: 1 – direcţia undei sonore emise; 2 – direcţia undei reflectate; (b) ecogramă (după Pora, 1966)

C. Calcul

Cunoscându-se viteza de propagare a sunetului în apă, care variază, în funcţie de temperatura apei, de salinitate şi de presiune, între 1450 şi 1550 m/s, adâncimea apei se calculează măsurând, cu ajutorul ecosondei, intervalul de timp necesar ca unda sonoră să străbată distanţa de la vas la fundul oceanului şi înapoi după relaţia:

BCU "ION CREANGĂ" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

$$D = \frac{V \cdot T}{2} \qquad (1.1)$$

unde: D – adâncimea apei, în metri;

V – viteza de propagare a sunetului în apa marină, în m/s;

T – timpul scurs între emiterea unui impuls sonor la suprafaţa apei şi întoarcerea lui la suprafaţă sub forma ecoului reflectat de la fund.

Amplitudinea (puterea) semnalului reflectat depinde de adâncime, de absorbanţa apei şi de natura fundului.

Frecvenţa emisă de ecosondele moderne se situează în domeniul ultrasunetelor, de regulă între 30 şi 200 kHz. Utilizarea ultrasunetelor prezintă anumite avantaje. Acestea pot fi concentrate sub forma unei unde direcţionale destul de înguste, producând ecouri mult mai nete decât cele obţinute prin emiterea de unde sonore din partea perceptibilă de către urechea umană şi permiţând astfel obţinerea unei imagini mult mai clare a configuraţiei fundului marin. De asemenea, ultrasunetele prezintă mult mai puţine interferenţe din partea undelor sonore naturale. În linii generale, cu cât frecvenţa transmisă este mai mică, cu atât adâncimea de penetrare va fi mai mare, dar rezoluţia va fi mai mică şi invers. Precizia sondei ultrason este de până la ±10 cm.

Aceste instrumente înregistrează în mod automat ecoul şi îl afişează sub forma unei linii pe monitor sau imprimate pe hârtie (fig. 1.3b). În acest din urmă caz o bandă de hârtie care are tipărită pe ea o scală este montată într-un tambur rotativ. Un ac mobil se mişcă peste bandă la o viteză care se reglează în funcţie de adâncimea apei.

1.3. Stabilirea direcţiei curenţilor marini

Cunoştinţele referitoare la principalii curenţi marini de suprafaţă provin încă din timpurile navigaţiei cu vele. Informaţiile asupra direcţiei curenţilor marini se acumulau treptat şi pe baza consemnării direcţiei de derivă a unor obiecte plutitoare (lemne, resturi de epave).

De mai bine de un secol oamenii de ştiinţă au extins şi perfecţionat acest tip de observaţii prin utilizarea sticlelor de derivă.

Sticla de derivă are gâtul lung şi îngust şi de obicei este lestată să plutească în aşa fel încât doar vârful gâtului să iasă deasupra luciului apei. Acest lucru permite sticlei să urmeze cursul curenţilor de apă, limitând cât mai mult acţiunea directă a vântului. Influenţa vântului poate fi redusă şi mai mult prin ataşarea de sticlă a unei mici ancore. Înăuntrul sticlei se introduce o carte poştală pe care este trecut numărul de identificare şi solicitarea, tipărită în mai multe limbi, de a returna cartea poştală, contra unei mici recompense, cu precizarea timpului şi locului unde a fost găsită.

Sticlele de derivă pot fi folosite în mai multe feluri. În cel mai simplu caz ele pot fi aruncate peste bordul unei nave staţionate la ancoră, notându-se direcţia şi viteza lor de deplasare. Această modalitate oferă informaţii instantanee asupra curenţilor de suprafaţă în acel loc pentru momentul observaţiei. În mod obişnuit ele sunt lansate în număr mare în speranţa că unele dintre acestea vor fi găsite eşuate, iar localizarea lor va fi semnalată. Astfel, pot fi obţinute informaţii privind direcţia generală a curenţilor pe distanţe şi perioade de timp considerabile.

Sticlele de derivă pot fi folosite, de asemenea, pentru stabilirea direcţiei curenţilor de fund prin lestarea sticlelor în aşa fel încât acestea sunt doar târâte pe fund. Aceste sticle sunt uneori găsite în plasele traulerelor (Tait, 1971).

În prezent, pentru măsurarea direcţiei şi vitezei curenţilor se folosesc *curentometre* speciale. În principiu, aceste instrumente constau dintr-o giruetă cu o morişcă şi sunt coborâte cu un cablu de pe nave ancorate (fig. 1.4). Morişca, care este acţionată de curentul de apă, transmite numărul de rotaţii unui înregistrator. Viteza curentului este dedusă pe baza numărului de rotaţii ale elicei într-un anumit interval de timp. Unele curentometre sunt suspendate cu un cablu electric, iar numărul de rotaţii ale elicei şi direcţia curentului sunt înregistrate în mod automat.

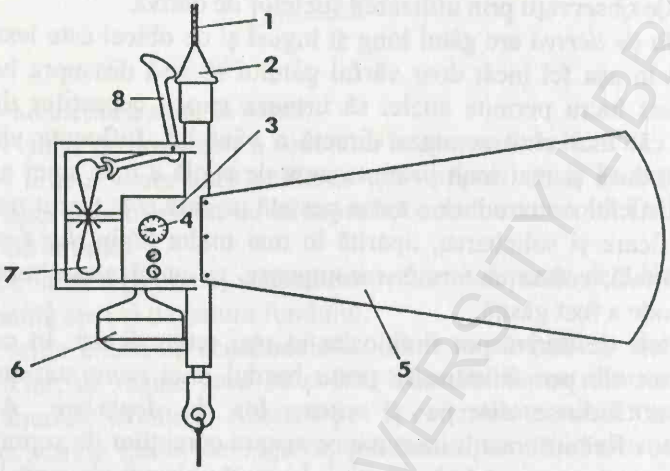


Figura 1.4. Curentometrul Eckman: 1 – cablul de manevrare; 2 – primul mesager; 3 – dispozitivul de înregistrare; 4- contorul de înregistrare a numărului de rotaţii ale elicei; 5 – giruetă; 6 – cutia busolei; 7 – elice; 8 – braţul de blocare a giruetei (după Tait, 1971)

Pentru măsurarea mişcărilor apei la adâncimi intermediare au fost proiectate flotoare emiţătoare de sunete, a căror traiectorie este înregistrată cu ajutorul hidrofoanelor de la bordul navei. Un astfel de aparat este *„pinger-ul"*, care este un cilindru de aluminiu ce conţine un transmiţător acustic alimentat de la o baterie. Acesta este lestat în aşa fel încât să plutească în masa apei la o anumită adâncime şi emite un sunet intermitent (ping) în timp ce este purtat de curenţi.

1.4. Măsurarea temperaturii apei

A. Generalităţi

Temperatura apei mărilor şi oceanelor poate oscila între –3°C (în mările polare în timpul iernii) şi +36°C (în Golful Persic în timpul verii). În Marea Neagră temperatura apei superficiale variază între –1,3°C şi +30°C. Conform condiţiilor de calitate, reglementate prin STAS 4706-

88, temperatura apei Mării Negre în zona litoralului românesc nu trebuie să depăşească +30°C.

B. Principiul metodei

Termometrele obişnuite funcţionează pe principiul contractării sau dilatării unui lichid (mercur sau alcool) în funcţie de temperatură. Acesta este împins de-a lungul unui tub capilar care are marcat diviziuni în grade Celsius.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Termometre cu mercur sau cu alcool, cu domeniul de măsurare cel puţin între –5 şi +45°C, cu diviziuni de cel puţin 0,5°C;
2. Termometre digitale, cu precizia de 0,1 sau 0,2°C;
3. Recipiente de plastic de diferite dimensiuni.

D. Modul de lucru

Măsurarea temperaturii din stratul superficial al apei se poate face prin luarea probelor de apă cu ajutorul unei găleţi scufundate cu o sfoară de la bordul navei. Termometrul se introduce în găleată cu rezervorul sub luciul apei şi se lasă un timp de circa 5 minute, după care se face citirea. În timpul măsurării temperaturii termometrul se ţine în poziţie verticală şi se agită continuu prin apă. Măsurarea şi citirea temperaturii apei se fac în umbră, pentru a nu fi influenţate de acţiunea razelor solare. Cu toate aceste precauţii, metoda este susceptibilă de erori, în special în zonele unde temperatura aerului diferă considerabil de cea a apei. Pentru măsurători mai exacte se folosesc recipiente speciale izolate termic. În prezent, tot mai des se folosesc dispozitive automate, aşa-numitele *termografe*, care înregistrează în mod continuu temperatura apei superficiale şi care sunt montate pe coca navelor.

Măsurarea temperaturii la diferite adâncimi se poate efectua prin prelevarea unei cantităţi de apă de la adâncimea dorită cu ajutorul *batometrelor* şi măsurarea imediată a temperaturii apei prelevate de acestea (Tait, 1971).

Pentru măsurarea temperaturii la adâncime este indicat să se folosească termometre de maximă şi de minimă.

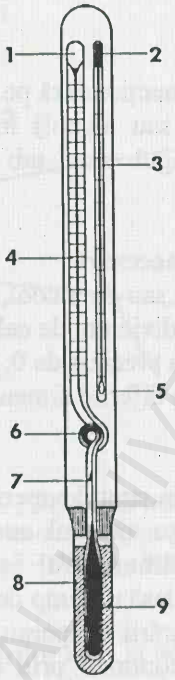


Figura 1.5. Termometru reversibil protejat: 1 – rezervorul mic; 2 – rezervorul termometrului auxiliar; 3 – termometrul auxiliar; 4 – scala termometrului reversibil; 5 – porțiunea evacuată a tubului protector; 6 – bucla tubului capilar; 7 – ramul orb; 8 – porțiunea umplută cu mercur a tubului protector; 9 – rezervorul mare (după Tait, 1971)

Pentru măsurarea temperaturii de la adâncimi foarte mari se folosește *termometrul reversibil* (fig. 1.5). Acesta este montat, de regulă, pe o latură a buteliei reversibile de tip Nansen. Termometrul reversibil prezintă două rezervoare cu mercur – unul mare și unul mic – situate la ambele capete ale tubului capilar. Acesta din urmă prezintă o buclă cu o strangulație și un ram orb situat chiar deasupra rezervorului mare. Împreună cu acest termometru se montează și un termometru

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

auxiliar obişnuit al cărui rezervor se află lângă rezervorul mic al termometrului reversibil.

Măsurarea temperaturii se face prin scufundarea termometrului la adâncimea dorită cu rezervorul mare în jos. În această poziţie mercurul umple rezervorul mare şi se întinde în capilar până deasupra constricţiei pe o anumită lungime în funcţie de temperatură. Atunci când termometrul este răsturnat, rezervorul mic ajunge sub capilar, moment în care coloana de mercur din capilar se rupe în dreptul constricţiei şi a ramului orb. Mercurul, care se afla iniţial deasupra constricţiei, se scurge în rezervorul mic şi se extinde în capilar de-a lungul gradaţiei care indică temperatura. Pentru diferenţa dintre temperatura în momentul răsturnării şi temperatura când se face citirea după scoaterea termometrului din apă se aplică o corecţie în funcţie de valorile indicate de termometrul reversibil şi de termometrul auxiliar. Precizia termometrelor reversibile poate fi de ordinul ±0,02°C.

Atunci când în cadrul unei singure staţii sunt necesare probe de apă de la diferite adâncimi, procedura de prelevare poate fi grăbită prin ataşarea pe cablu a mai multor butelii reversibile la anumite intervale. Când butelia cea mai de sus se răstoarnă, aceasta eliberează în mod automat un al doilea mesager care alunecă în jos de-a lungul cablului şi acţionează următoarea butelie, şi aşa mai departe până când toate buteliile sunt răsturnate. Chiar şi aşa, în apele adânci procedura de coborâre, acţionare şi ridicare poate dura câteva ore.

Înregistrarea continuă a temperaturii este posibilă prin utilizarea aşa-numitelor *termosonde* sau *batitermografe* (prescurtat BT). Variaţiile de temperatură de la diferite nivele sunt înregistrate sub forma unei urme lăsate prin zgâriere pe o placă de sticlă afumată de un ac controlat de un transductor termosensibil. Placa este pusă în mişcare de către presiunea hidrostatică sau de către o elice care se învârte în timp ce instrumentul este ridicat sau tractat prin apă. Aceste instrumente nu au aceeaşi precizie ca şi termometrele reversibile, în schimb oferă simplu şi rapid o imagine de ansamblu a distribuţiei temperaturii.

Rezultatele măsurătorilor se consemnează *in situ* în carnetul de teren, notându-se totodată toate datele de identificare a măsurătorii (numărul staţiei, data, ora, adâncimea de prelevare etc.).

În prezent se folosesc dispozitive de măsurare a temperaturii ce prezintă drept senzori transductori termoelectrici (rezistenţe de platină sau termistori) şi afişează datele măsurătorii direct pe display-uri cu cristale lichide. Aceste dispozitive de măsurare a temperaturii prezintă avantajul că determinarea se face la faţa locului, din aproape în aproape, eliminându-se astfel necesitatea de a se preleva probe de la diferite adâncimi. De cele mai multe ori senzorii termoelectrici sunt cuplaţi printr-un cablu coaxial cu dispozitive de înregistrare continuă a datelor sau cu un calculator. Acest lucru permite urmărirea facilă a dinamicii temperaturii în timp sau la diferite adâncimi.

1.5. Măsurarea transparenţei apei

A. Generalităţi

Transparenţa apei reprezintă grosimea stratului de apă prin care se pot observa contururile unui obiect. Transparenţa apei depinde foarte mult de cantitatea de particule gazoase sau solide foarte fine aflate în suspensie. Aceste suspensii pot fi de origine minerală (argilă, nămol fin) sau de natură organică (detritus fin dispersat, plancton). Totalitatea acestor materii în suspensie poartă denumirea de *seston*. Cu cât gradul de încărcare a apei cu suspensii este mai mare, cu atât transparenţa apei va fi mai mică. Aceasta duce la diminuarea cantităţii de lumină ce pătrunde în masa apei, îndeosebi în straturile mai adânci, ceea ce determină în final o productivitate primară mai mică.

STAS 4706-88 prevede că transparenţa minimă a apei la litoralul românesc al Mării Negre trebuie să fie de 1,5 m.

B. Materiale necesare

Transparenţa apei se măsoară cu *discul Secchi* (fig. 1.6), care constă dintr-un disc metalic greu, cu diametrul de 25-30 cm, vopsit în alb şi negru şi suspendat de o sfoară gradată metric.

Există şi aparate fotometrice speciale – *nefelometre* portabile sau *turbidimetre* – prevăzute cu surse proprii de lumină şi celule fotoelectrice cu care se determină încărcarea cu suspensii a apei pe tot profilul de adâncime a bazinului (Pora, 1966).

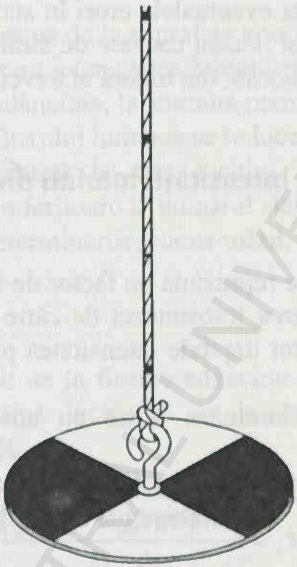


Figura 1.6. Discul Secchi

C. Modul de lucru

Discul se scufundă uşor în apă până la adâncimea la care acesta nu se mai vede (Observaţia a). Apoi discul Secchi se mai coboară un pic şi se ridică până când se poate observa din nou. Media celor două adâncimi citite pe sfoara gradată metric reprezintă transparenţa apei exprimată în metri sau în centimetri. Rezultatul măsurătorii se notează în carnetul de teren.

BCU CLUJ / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

D. Calcul

Grosimea aproximativă a stratului de apă în care se desfăşoară producţia primară poate fi dedusă prin înmulţirea valorii transparenţei cu un factor egal cu 2,5.

E. Observaţii

(a) Pentru a se evita eventualele erori în stabilirea adâncimii până la care este vizibil discul Secchi cauzate de strălucirea suprafeţei apei, măsurătoarea se face la bordul din umbră al navei.

1.6. Măsurarea intensităţii luminii din masa de apă

A. Generalităţi

Gradul de iluminare reprezintă un factor de mediu cu o importanţă deosebită pentru realizarea fotosintezei de către fitoplancton şi algele bentonice. De acest factor depinde intensitatea proceselor de producţie primară.

Rata descreşterii iluminării odată cu adâncimea este dată de următoarea formulă:

$$k_\lambda = \frac{2{,}30\left(\log I_{\lambda d_1} - \log I_{\lambda d_2}\right)}{d_2 - d_1} \qquad (1.2)$$

unde: k_λ – coeficientul de extincţie;
$I_{\lambda d1}$ – intensitatea luminii cu lungimea de undă λ la adâncimea d_1, în lux;
$I_{\lambda d2}$ – intensitatea luminii cu lungimea de undă λ la adâncimea d_2, în lux;
d_1 şi d_2 – adâncimea în metri.

B. Materiale necesare

Pentru măsurarea precisă a intensităţii luminoase sub luciul apei se folosesc fotometre fotoelectrice (*luxmetre* sau *actinometre*). Acestea

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

constau în principiu dintr-un senzor (transductor) sub forma unei celule fotoelectrice cu seleniu, care, sub influenţa luminii, generează un curent continuu, cu atât mai puternic cu cât lumina este mai intensă. Printr-un cablu etanş acest curent ajunge la un aparat special de măsură (galvanometru).

C. Modul de lucru

Determinarea se începe de la suprafaţa apei (practic la cca 5-10 cm deasupra), pentru a măsura intensitatea luminii incidente. În continuare, măsurătorile se fac pe adâncime, la anumite orizonturi, din 50 în 50 cm, până când intensitatea fluxului luminos se reduce la zero.

Rezultatele se notează la faţa locului în carnetul de teren, menţionându-se datele referitoare la numărul staţiei, coordonate, data şi ora la care s-au făcut determinările, starea mării, nebulozitatea, prezenţa sau absenţa soarelui etc.

D. Calcul

Intensitatea luminii de la fiecare adâncime se exprimă ca procent din cantitatea de lumină incidentă de la suprafaţa apei, ce este considerată a fi de 100%.

Valoarea aproximativă a coeficientului de extincţie poate fi dedusă cu ajutorul următoarei formule empirice:

$$k = 1{,}7/d \qquad (1.3)$$

unde d este adâncimea Secchi în metri.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 2

DETERMINAREA PROPRIETĂȚILOR CHIMICE ALE APEI MARINE

2.1. Prelevarea probelor de apă

A. Generalități

Recoltarea probelor este prima și cea mai importantă etapă în analiză proprietăților fizico-chimice și biologice ale apei. Probele recoltate trebuie să fie cât mai reprezentative pentru masa de apă luată în studiu. O probă este consideră reprezentativă atunci când apa prelevată are aceeași compoziție cu apa din care s-a făcut prelevarea pentru locul și momentul respectiv (Mănescu *et al.*, 1994).

B. Stabilirea stațiilor, adâncimilor și periodicității de prelevare a probelor

Datorită unor procese fizice, chimice și biologice, mediul marin se caracterizează printr-o variabilitate mai mult sau mai puțin pronunțată a distribuției unor compuși chimici în spațiu și timp. Compușii dizolvați în apa marină pot fi împărțiți în două categorii: compuși conservativi și compuși non-conservativi. *Compușii conservativi* sunt influențați în foarte mică măsură de procesele biologice care au loc în apă, iar reactivitatea lor chimică și geochimică este redusă. Distribuția acestor compuși conservativi este influențată doar de procesele fizice din apă (convecție, difuzie, evaporație etc.) și, prin urmare, variația concentrației lor în spațiu și timp este relativ mică și relativ proporțională cu cea a altor compuși de acest fel. Pe de altă parte, *compușii non-conservativi* sunt influențați, în afara factorilor fizici menționați mai sus, și de către procesele biologice (absorbție, excreție, biodegradare etc.). Mai mult de atât, acești compuși pot suferi diverse reacții chimice la interfețele apă-sediment, apă-atmosferă sau oxic-

anoxic. Transformările chimice ale compuşilor non-conservativi pot avea loc şi ca urmare a reajustării stării de echilibru în funcţie de presiunea şi temperatura mediului. Rezultă că aceşti compuşi prezintă fluctuaţii ample în spaţiu şi timp.

Trebuie avut în vedere, de asemenea, faptul că substanţele chimice dizolvate şi cele particulate din apa marină au o distribuţie tridimensională. De aceea, pentru a obţine un tablou cât mai reprezentativ al acvatoriului cercetat, probele se vor recolta din diferite puncte, de la adâncimi diferite şi în perioade de timp diferite.

Alegerea punctelor (staţiilor) de colectare a probelor se face în funcţie de caracteristicile morfologice şi hidrologice ale acvatoriului analizat sau în funcţie de distanţa faţă de anumite surse de poluare sau de gurile de vărsare ale unor râuri. În vederea stabilirii corespunzătoare a punctelor de prelevare, adeseori este util a se efectua nişte sondaje sau ridicări de probe orientative. Numărul staţiilor de recoltare fixate depinde atât de mărimea sectorului marin luat în studiu, de scopul şi de natura programului de investigare, cât şi de mijloacele materiale disponibile.

În ceea ce priveşte *repartiţia pe verticală a orizonturilor de prelevare a apei*, în mod frecvent se utilizează următoarele adâncimi standard: 0, 10, 20, 30, 50, 75, 100, 150, 200, (250), 300, 400, 500, 600, (700), 800, 1000, 1200, 1500, 2000, 2500, 3000, 4000, 5000, 6000, 7000 m etc. În practică, adâncimile de prelevare recomandate pot fi doar aproximate, din cauza devierii cablului de la verticală, a curbării acestuia ca urmare a acţiunii derivei şi curenţilor sau a săltării navei pe valuri. În funcţie de particularităţile bazinului şi de posibilităţile concrete de lucru, numărul orizonturilor de colectare poate fi restrâns considerabil.

Momentul şi frecvenţa recoltării probelor de apă se stabileşte în funcţie de variaţiile concentraţiei compusului urmărit. În principiu, frecvenţa de prelevare a probelor trebuie să fie mai mare sau egală cu frecvenţa variaţiilor în timp ale concentraţiei compusului analizat. Astfel, pentru analiza compuşilor conservativi se folosesc mai ales *prelevări instantanee* sau *probe unice* şi metode manuale de determinare, în timp ce pentru analiza compuşilor non-conservativi se

folosesc cu precădere *recoltări continue* sau *probe medii* și metode instrumentale de lucru. Probele medii se obțin prin amestecul mai multor probe unice.

C. Tehnica recoltării probelor de apă

Recipientele destinate analizei chimice trebuie să fie rezistente la acțiunea agenților chimici și nu trebuie să introducă modificări în compoziția chimică a apei. Cele mai indicate în acest scop sunt flacoanele de sticlă incoloră de tip "pyrex" sau de polietilenă prevăzute cu dop etanș.

Vasele de recoltare trebuie să fie curate pentru a nu conține urme de substanțe organice sau alți compuși care ar putea denatura compoziția chimică a probei. Spălarea recipientelor de recoltare se face cu amestec sulfo-cromic și detergenți, după care acestea se clătesc de mai multe ori cu apă distilată și în final se usucă.

În timpul prelevării vasele pentru probele de apă se clătesc de 2-3 ori cu apa de analizat, după care se umplu până la refuz cu proba de apă și se astupă cu dop în așa fel încât să nu rămână nici o bulă de aer.

De la suprafața apei probele se iau direct prin scufundarea flaconului de recoltare la cca 10-15 cm sub luciul apei.

De la adâncimi mici probele de apă pot fi recoltate cu ajutorul *sticlei batometrice* (fig. 2.1). În principiu, aceasta este o sticlă cu o capacitate de 300-1000 ml, lestată și fixată pe o tijă marcată la intervale de 0,5 m sau legată cu o sfoară având noduri la distanțe de 0,5 m, sticlă al cărei dop este, de asemenea, prins cu o sfoară. Sticla se scufundă în poziție închisă până la adâncimea dorită, apoi, printr-o smucire bruscă, se scoate dopul sticlei. După ce se umple cu apă, sticla este scoasă la suprafață. Sticla batometrică poate fi utilizată doar la o adâncime mai mică de 15 m deoarece la o adâncime mai mare presiunea hidrostatică împiedică scoaterea dopului.

BCU IAȘI

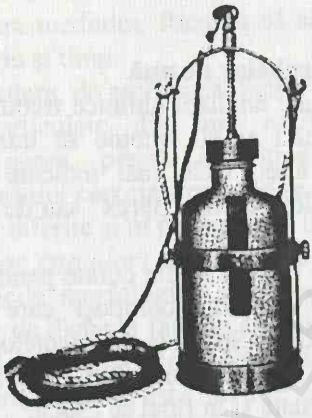


Figura 2.1. Sticla batometrică

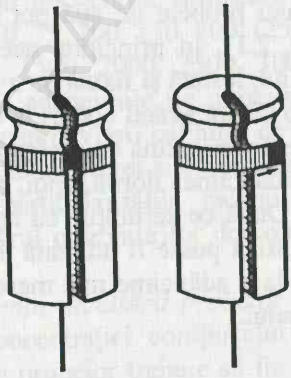


Figura 2.2. Mesager metalic prin intermediul căruia se poate comanda de la bordul navei declanşarea anumitor instrumente de prelevare a probelor (după Pora, 1966)

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Pentru recoltarea probelor de apă de la adâncimi mari se folosesc dispozitive speciale denumite *batometre*. Acestea se imersează în stare deschisă şi se închid la adâncimea dorită prin intermediul unui "*mesager*" – o greutate metalică inelară care glisează în jos de-a lungul cablului de care este suspendat instrumentul (fig. 2.2). Există numeroase modele constructive de batometre (Grasshof *et al.*, 1983).

Cel mai cunoscut model de batometru pentru prelevarea probelor de apă este *butelia reversibilă de tip Nansen* (Fig. 2.3). Butelia Nansen se prezintă sub forma unui tub cu valve conice prinse la ambele capete. De tub este ataşat un cadru mobil pentru două până la patru termometre reversibile. Butelia se prinde de cablu prin intermediul unor balamale. Atunci când butelia ajunge la adâncimea de la care se doreşte prelevarea probelor de apă, de la bordul navei se eliberează *mesagerul* care coboară pe cablu. Mesagerul loveşte un declanşator care eliberează balamaua din partea superioară a buteliei şi aceasta se răstoarnă cu 180°. Răsturnarea buteliei determină închiderea valvelor şi ruperea coloanei de mercur a termometrului. În mod obişnuit întreaga butelie este confecţionată din alamă, este vopsită în exterior şi placată în interior cu nichel, cositor sau argint. Modelele mai noi sunt acoperite în exterior şi interior cu material plastic, în special Teflon® (poli-tetra-fluoro-etilenă) sau Macrolon® (policarbonat). Pe lângă faptul că materialele plastice sunt inerte din punct de vedere chimic, ele sunt mai uşoare şi pot fi transparente, ceea ce asigură un control mai bun al conţinutului buteliei. Valvele trebuie unse periodic pentru a asigura atât etanşarea, cât şi o bună funcţionare a valvelor. Butelia Nansen are, de regulă, o capacitate de 1,2-1,7 litri. Pentru a preleva probe de la diferite adâncimi în acelaşi timp, pe cablu pot fi ataşate 3-10 butelii Nansen, astfel încât atunci când mesagerul loveşte butelia cea mai de sus, aceasta se răstoarnă eliberând alt mesager, care exercită aceeaşi acţiune asupra buteliei aflate mai jos pe cablu ş.a.m.d.

Butelia Knudsen are la capete mici capace acţionate prin intermediul unui resort şi care închid ermetic butelia.

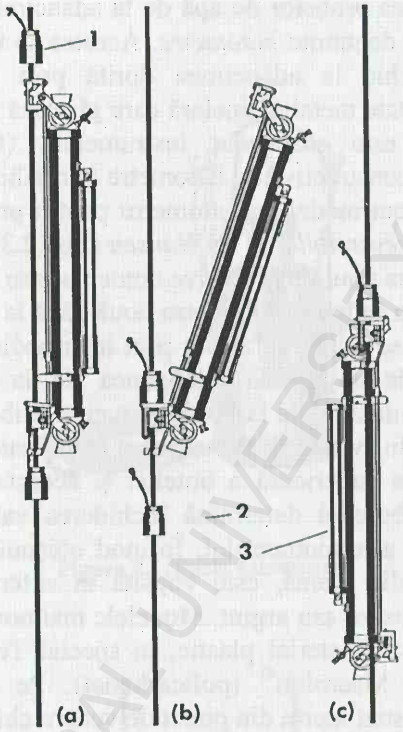


Figura 2.3. Batometrul Nansen în trei poziții succesive: înainte de declanşare (a), în timpul declanşării (b) şi după declanşare (c); 1 – primul mesager; 2 – al doilea mesager; 3 – termometru reversibil (din Gomoiu, 1976)

Un alt model larg utilizat este *batometrul de tip Niskin*. Acesta are capace care se închid prin intermediul unei coarde elastice de cauciuc situate înăuntrul buteliei. Aceste batometre pot fi prevăzute de asemenea cu termometre reversibile. Uneori batometrele Niskin se asamblează în baterii a câte 3-10 butelii. Aceste batometre pot fi închise separat, unul câte unul, prin intermediul unui cablu conductor. Corpul lor este fabricat din clorură de polivinil (PVC), iar capacitatea lor este cuprinsă între 1,7 şi 30 litri.

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

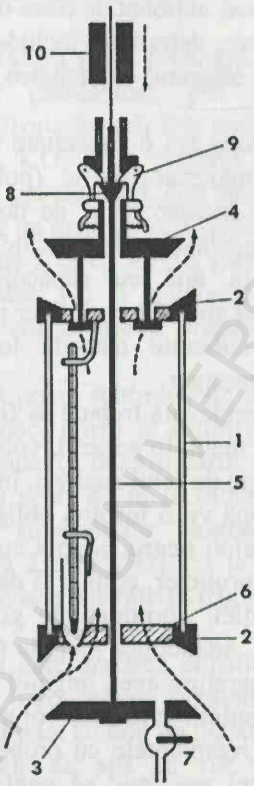


Figura 2.4. Butelia sau batometrul Ruttner: 1 – cilindru de sticlă; 2 – suport metalic; 3 – capacul inferior; 4 – capacul superior; 5 – tijă de comandă; 6 – suporți transversali; 7 – robinet; 8 – manșon de declanșare; 9 – croșete; 10 – mesager (după Lamotte & Bourlière, 1971)

Butelia de tip Ruttner (fig. 2.4) constă dintr-un cilindru metalic sau din sticlă prevăzut cu capace mobile la ambele capete. Butelia se coboară în apă cu un cablu metalic cu capacele deschise, astfel încât

BCU ASCENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

apa să circule liber prin ea. Atunci când este atinsă adâncimea dorită, mecanismul de declanşare, acţionat de către un mesager care glisează în jos pe cablul de susţinere, determină închiderea ermetică a cilindrului de către valve. În mod obişnuit, capacitatea batometrului Ruttner este de 1-3 litri.

Batometrul Van Dorn are o capacitate mare (5-20 litri) şi constă din două tuburi din material plastic (polietilenă) unite între ele. Capetele tuburilor sunt închise etanş de două valve de cauciuc prin intermediul unei coarde elastice de cauciuc din interiorul cilindrului. Butelia este lansată în apă cu capacele de cauciuc menţinute întredeschise, astfel încât apa să treacă liber prin cilindri. La adâncimea dorită capacele sunt eliberate datorită lovirii unui mecanism de declanşare de către un mesager.

Cantitatea de apă prelevată trebuie să fie suficientă pentru analiza care urmează să fie efectuată. În general, volumul de apă pentru analiza chimică variază în funcţie de felul analizei, între 500 ml şi 20 litri.

Fiecare probă de apă va fi însoţită obligatoriu de o fişă în care se vor consemna cu un creion negru sau pix cu cerneală rezistentă la apă datele de identificare a probelor, cum ar fi data şi ora recoltării, numele navei, numărul expediţiei, coordonatele geografice, numărul staţiei, starea vremii şi a mării, adâncimea până la fund, adâncimea de la care s-a recoltat proba, temperatura apei, unghiul format de cablu, modul de recoltare, numărul de butelii utilizate, volumul probei etc. O practică utilă este de a ordona recipientele cu probele de apă în aşa fel încât flaconul cu numărul cel mai mic să conţină proba prelevată de la adâncimea cea mai mică, iar numărul înscris pe flacon să crească odată cu adâncimea de la care a fost recoltată.

D. Conservarea şi păstrarea probelor de apă

Cazul ideal este acela în care proba poate fi analizată chiar la faţa locului, adică imediat după recoltare. Determinarea anumitor constituenţi chimici, însă, necesită un echipament sofisticat şi de aceea nu poate fi realizată la bordul navei, caz în care între recoltarea probei şi efectuarea analizei se scurge un interval de timp mai scurt sau mai lung. În acest interval de timp apa îşi poate schimba compoziţia

chimică datorită proceselor de oxido-reducere, activității microorganismelor și în special schimbului de ioni dintre apă și pereții recipientului de păstrare.

Schimbările de temperatură și de presiune, precum și activitatea biologică a organismelor planctonice pot duce la modificarea concentrației unor gaze dizolvate în apă. Din acest motiv, determinările gazelor dizolvate (O_2, H_2S, CO_2 etc.), precum și ale unor proprietăți care depind de concentrația gazelor (*p*H, Eh) trebuie să se facă la locul de recoltare. În cazul în care nu există posibilitatea determinării *in situ* a gazelor dizolvate, se impune fixarea lor cu substanțe specifice pentru fiecare gaz în parte (acestea vor fi precizate în secțiunea privind procedura de prelevare și conservare a probelor din cadrul fiecărei metode).

Activitatea microbiană poate schimba, de asemenea, concentrația compușilor azotului (amoniac, nitriți și nitrați) și cea a substanțelor organice. De aceea, este indicat ca determinările acestor substanțe să se facă după un timp cât mai scurt de la recoltarea lor. În caz contrar, probele destinate analizei substanțelor biogene și organice vor fi conservate prin adăugarea a 2 ml H_2SO_4 1:3 la fiecare litru de probă. Probele astfel conservate trebuie păstrate la frigider la o temperatură de 6-10°C.

Probele de apă pentru determinarea constituenților majori pot fi păstrate mai mulți ani fără o conservare prealabilă dacă sunt ținute în flacoane de sticlă închise ermetic cu dop de plastic.

Recipientele cu probele de apă se vor transporta în ambalaj izoterm și care să le ferească de lovituri.

2.2. Determinarea salinității prin metoda Mohr-Knudsen

A. Generalități

Cantitatea de săruri dizolvate în apa marină este, de regulă, exprimată prin *salinitate* (*S‰*). În mod convențional, salinitatea reprezintă valoric greutatea în grame a tuturor substanțelor solide (cântărite în vid), obținute dintr-un kilogram de apă marină (cântărită în vid) după ce toate substanțele solide au fost uscate până la o greutate

constantă la 480°C, materia organică oxidată complet, bromurile şi iodurile înlocuite printr-o cantitate echivalentă de clor, iar carbonaţii convertiţi în oxizi. În realitate apele marine conţin o cantitate ceva mai mare de săruri (halogeni, carbonaţi şi bicarbonaţi) decât valoarea exprimată prin salinitate. Salinitatea medie a apelor oceanice se datorează în general prezenţei cationilor şi anionilor din tabelul 2.1.

Tabelul 2.1. Compoziţia chimică medie a apei marine cu o salinitate de 35‰ (după Grasshoff, 1976).

Cationi	Concentraţia (g/l)	Anioni	Concentraţia (g/l)
Sodiu (Na^+)	10,773000	Cloruri (Cl^-)	19,344500
Magneziu (Mg^+)	1,294000	Sulfaţi (SO_4^{2-})	2,711450
Calciu (Ca^{2+})	0,411000	Bicarbonaţi (HCO_3^-)	0,141750
Potasiu (K^+)	0,399000	Bromuri (Br^-)	0,067200
Stronţiu (Sr^{2+})	0,007875	Fluoruri (F^-)	0,001295
Borul (B^{3+})	0,004375		
Total:	12,889250	Total:	22,266195

După cum se vede din tabelul de mai sus, clorul reprezintă elementul cel mai important din compoziţia apei marine. Întrucât, conform *principiului lui Forchhamer* (Ross, 1976), raportul dintre principalii constituenţi dizolvaţi în apa marină se menţine constant, în mod frecvent pentru exprimarea salinităţii se utilizează cantitatea de clor.

Clorinitatea (*Cl‰*) defineşte cantitatea totală a ionilor de halogeni (cu excepţia fluorurilor) existenţi în 1000 g de apă marină. Deoarece clorurile sunt determinate prin metode volumetrice, se foloseşte de asemenea noţiunea de *clorozitate* (Cl/l_t), care reprezintă cantitatea ionilor de halogeni în 1000 ml de apă marină la o temperatură dată.

În mod practic, salinitatea apei marine se calculează pe baza clorinităţii conform formulei lui Knudsen (Observaţia a):

$$S‰ = 1{,}8050\ Cl‰ + 0{,}030 \qquad (2.1)$$

Deşi în prezent există mai multe modalităţi de determinare a salinităţii (prin măsurarea conductivităţii electrice, a densităţii apei sau prin refractometrie), determinarea clorinităţii prin titrarea cu azotat de

argint rămâne metoda cea mai indicată deoarece nu necesită un echipament costisitor şi prezintă totodată o precizie mare.

B. Principiul metodei

Ionii halogenilor precipitabili dintr-un volum cunoscut de apă marină sunt titraţi cu azotat de argint în prezenţa cromatului de potasiu (titrarea Mohr):

$$Cl^- + Ag^+ \rightarrow AgCl\downarrow \text{ (precipitat alb)} \quad (2.2)$$

$$Br^- + Ag^+ \rightarrow AgBr\downarrow \text{ (precipitat alb-gălbui)} \quad (2.3)$$

$$I^- + Ag^+ \rightarrow AgI\downarrow \text{ (precipitat portocaliu)} \quad (2.4)$$

$$CrO_4^{2-} + 2Ag^+ \rightarrow Ag_2CrO_4\downarrow \text{ (precipitat brun-roşcat)} \quad (2.5)$$

Concentraţia clorurilor este convertită în salinitate cu ajutorul unor formule sau tabele speciale. Soluţia de azotat de argint este etalonată faţă de aşa-numita „apă marină etalon", cu o clorinitate precis cunoscută.

C. Materiale necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 250 ml;
2. Pipetă de 10 ml;
3. Biuretă de 25 ml cu gradaţii de 0,01 ml;
4. Termometru cu sensibilitatea de ±0,1°C;
5. Flacoane de plastic de 250 ml cu dop etanş.

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Pentru prelevarea şi păstrarea probelor folosite la determinarea salinităţii este convenabil a se folosi flacoane de plastic sau de sticlă, cu o capacitate de 250 ml şi cu dop etanş. Înaintea prelevării flacoanele se

clătesc de trei ori cu proba de apă de analizat. Numărul probei se inscripționează pe flacon cu un marker rezistent la apă, datele de identificare a probei notându-se, de asemenea, în carnetul de teren. Probele pot fi păstrate în flacoane închise ermetic un timp nelimitat.

E. Reactivi (Observația b)

1. *Soluție de azotat de argint (~0,28 N)*: 48 g $AgNO_3$ (p.a.) se trec cantitativ într-un balon cotat de 1000 ml și se completează la semn cu apă distilată; soluția se păstrează în sticle de culoare închisă și se va agita bine înainte de fiecare utilizare.

2. *Soluție indicator de cromat de potasiu*: 3,5 g K_2CrO_4 (p.a.) se dizolvă în 1000 ml apă distilată; soluția preparată este stabilă un timp nelimitat.

3. *„Apă marină etalon"*: 32,731 g NaCl cântărite cu exactitate se dizolvă în 1000 ml de apă distilată la 20°C. Această soluție corespunde unei clorinități de 19,375‰.

F. Modul de lucru

1. Se iau 10 ml apă marină de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer curat, după care se adaugă 15 ml de soluție indicator de cromat de potasiu.

3. Se titrează cu azotat de argint până ce culoarea virează de la galben-verzui la galben-cărămiziu (Observația c).

G. Calcul

$$Cl‰ = (V \cdot f) + k \qquad (2.6)$$

unde: V – ml soluție de azotat de argint întrebuințați la titrare (de preferat cu două zecimale);

f – factorul soluției de azotat de argint;

k – factor de conversie a clorozității în clorinitate (Tabelul 2.2).

Clorinitatea este convertită în salinitate cu ajutorul formulei lui Knudsen (1) sau a lui Almazov (8).

H. Stabilirea factorului soluției de azotat de argint

Se procedează conform Secțiunii F utilizând în loc de apă marină de analizat apa marină etalon. Titrarea se repetă încă de cel puțin două ori. Valorile titrărilor nu trebuie să difere cu mai mult de 0,01 ml. Se calculează media aritmetică a titrărilor.

Factorul soluției de azotat de argint se calculează după următoarea relație:

$$f = \frac{N}{C_m} \tag{2.7}$$

unde: N – clorinitatea nominală a apei marine etalon (de regulă 19,375‰);

C_m – media aritmetică a titrărilor apei marine etalon.

I. Observații

(a) Pentru partea de nord-vest a Mării Negre, puternic îndulcită datorită aportului fluvial, se poate folosi formula lui Almazov (Bondar *et al.*, 1973):

$$S‰ = 1{,}7935\ Cl‰ + 0{,}255 \tag{2.8}$$

Ecuația dedusă de Almazov este valabilă numai pentru salinități mai mari de 2‰.

Tabelul 2.2. Corecția k pentru calcularea clorinității (după Grasshoff, 1976)

V	V	k	V	k
0,00	19,57		19,57	
		0		−0,01
0,18	19,17		19,94	
		+0,01		−0,02
0,68	18,77		20,31	
		+0,02		−0,03
0,99	18,34		20,67	
		+0,03		−0,04

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

1,42	17,89		21,01	
		+0,04		−0,05
1,88	17,41		21,35	
		+0,05		−0,06
3,36	16,91		21,66	
		+0,06		−0,07
2,88	16,37		21,98	
		+0,07		−0,08
3,45	15,78		22,29	
		+0,08		−0,09
4,08	15,13		22,59	
		+0,09		−0,10
4,79	14,40		22,89	
		+0,10		−0,11
5,64	13,32		23,18	
		+0,11		
6,74	12,39			
		+0,12		
8,82	10,29			
		+0,13		
10,29	8,82			

(b) Soluțiile trebuie preparate cu apă distilată complet lipsită de orice fel de urme de cloruri, bromuri sau ioduri.

(c) Este de preferat ca temperatura soluției de azotat de argint (T_{Ag}) sa fie ceva mai ridicată decât cea a apei de analizat (T_{Cl}), fără însă ca diferența dintre cele două temperaturi să depășească 5°C.

2.3. Determinarea oxigenului dizolvat în apă

Oxigenul din apă provine din difuzia oxigenului atmosferic și în urma procesului de fotosinteză a plantelor acvatice. Concentrația oxigenului dizolvat în apă depinde de temperatura apei, de salinitate, de presiunea atmosferică, de gradul de agitație a apei, de conținutul de substanțe oxidabile și de prezența organismelor vii. Cantitatea de oxigen dizolvat în apa marină poate varia între 0 și 12 mg/l, dar cel mai adesea se situează în domeniul 1,4-8,6 mg/l. Conform STAS 4706-88

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

concentrația minimă admisă pentru oxigenul dizolvat în apa Mării Negre în zona litoralului românesc este de 6 mg/l.

Cantitatea de oxigen dizolvat reprezintă un indicator deosebit de important pentru monitorizarea modificărilor ce rezultă în urma desfășurării fenomenelor naturale sau a activității omului. Concentrația oxigenului dizolvat în apă are implicații majore în procesul de descompunere biochimică a materiilor organice, de oxidare a unor substanțe minerale și de populare cu organisme a ecosistemelor marine.

Determinarea concentrației de oxigen dizolvat în apa marină se poate face atât prin metoda iodometrică Winkler (SR ISO 25813/2000), cât și prin metoda electrometrică (SR ISO 25814/1999).

Metoda electrometrică a căpătat în ultimii ani o largă utilizare, fiind standardizată pentru determinarea conținutului de oxigen dizolvat în apă pentru concentrații ce depășesc 1 mg/l. Această metodă folosește un ampermetru cu compensator de temperatură conectat la un senzor polarografic cu membrană.

Precizia măsurătorilor prin metoda iodometrică (Winkler) trebuie să fie de cel puțin ±0,05 mg/l (Strickland & Parsons, 1968; Parsons *et al.*, 1984).

2.3.1. Determinarea titrimetrică a oxigenului dizolvat („metoda clasică Winkler")

A. Generalități

Procedeul descris mai jos reprezintă o variantă modificată a metodei clasice Winkler. Cu toate că această metodă datează din 1888, ea rămâne și în prezent cea mai sigură și cea mai precisă modalitate de determinare a cantității de oxigen dizolvat în apă (Carpenter, 1965).

B. Principiul metodei

Proba de analizat este tratată cu o soluție de clorură manganoasă și hidroxid de sodiu pentru a da naștere hidroxidului manganos (precipitat de culoare albă):

$$MnCl_2 + 2\ NaOH \rightarrow Mn(OH)_2\downarrow + 2\ NaCl \qquad (2.9)$$

BCU BIBLIOTECA UNIVERSITARY

Hidroxidul manganos fixează oxigenul dizolvat în apă, rezultând hidroxidul manganic (precipitat de culoare brună):

$$2\ Mn(OH)_2 + 1/2\ O_2 + H_2O \rightarrow 2\ Mn(OH)_3\downarrow \qquad (2.10)$$

În mediu acid (*p*H 1÷2,8) hidroxidul manganic reacționează cu iodura de potasiu, punând în libertate iodul în cantitate echivalentă cu cantitatea de oxigen dizolvat în apă:

$$2\ Mn(OH)_3 + 6\ HCl \rightarrow 2\ MnCl_3 + 6\ H_2O \qquad (2.11)$$

$$2\ MnCl_3 + 2\ KI \rightarrow 2\ MnCl_2 + 2\ KCl + I_2 \qquad (2.12)$$

Cantitatea de iod eliberat se titrează cu tiosulfat de sodiu în prezența amidonului:

$$I_2 + 2\ Na_2S_2O_3 \rightarrow Na_2S_4O_6 + 2\ NaI \qquad (2.13)$$

C. Materiale necesare

1. Sticle speciale Winkler sau sticle de recoltare cu un volum de 100-150 ml. Sticlele utilizate pentru determinarea oxigenului dizolvat trebuie să aibă fundul plat și să se astupe cu dop rodat, tăiat oblic (fig. 2.5). Volumul fiecărei sticle trebuie determinat separat cu o precizie de ±0,1 ml. Fiecare sticlă se folosește doar cu dopul cu care s-a determinat volumul său.

BCU IASI/GEN UNIVERSITY LIBRARY

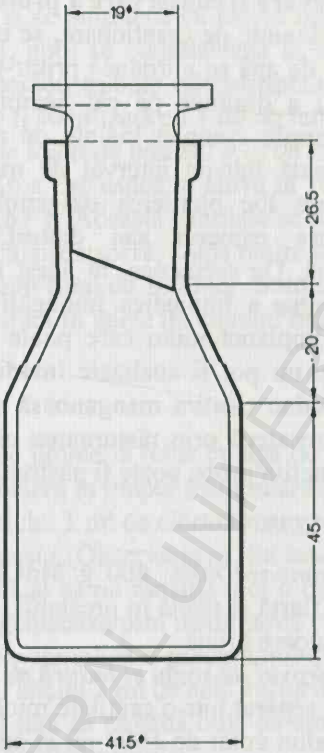


Figura 2.5. Sticla Winkler pentru determinarea oxigenului dizolvat în apă (după Grasshoff, 1976)

2. Pipete gradate de 1 ml.

3. Pipetă de 25 ml sau biuretă calibrată de 50 ml cu diviziuni de 0,05 ml sau mai puțin.

4. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml (preferabil flacoane al căror fund și o jumătate din pereții laterali sunt vopsite în exterior cu alb).

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Sticlele Winkler, înainte de eşantionare, se clătesc de două ori cu apa de analizat. Proba de apă se introduce printr-un tub lung pe fundul sticlei Winkler pentru a diminua pe cât posibil contactul cu aerul. Sticlele Winkler se umplu complet înainte de a fi astupate cu dop. Analiza trebuie efectuată într-un interval de maximum o oră de la prelevare, deoarece are loc pierderea oxigenului datorită încălzirii probei la temperatura camerei sau datorită respiraţiei micro-organismelor din probă. De asemenea, în acest interval proba trebuie ţinută la întuneric pentru a împiedica îmbogăţirea probei în oxigen datorită fotosintezei fitoplanctonului care poate fi prezent în apa de analizat. Dacă probele nu pot fi analizate imediat după prelevare, în sticla Winkler se introduc clorura manganoasă şi iodura alcalină, iar conţinutul sticlei se amestecă prin răsturnarea ei de câteva ori. După adăugarea celor doi reactivi proba poate fi păstrată un timp nelimitat.

E. Reactivi

1. *Clorură manganoasă 40%*: 400 g $MnCl_2 \cdot 5H_2O$ se dizolvă în 1000 ml apă distilată, fiartă şi răcită în prealabil; soluţia se păstrează la rece, într-o sticlă de culoare brună.

2. *Amestec de hidroxid de sodiu şi iodură de potasiu*: 500 g NaOH şi 300 g KI se dizolvă separat într-o cantitate mică de apă distilată, apoi se amestecă într-un balon cotat de 1000 ml şi se completează la semn cu apă distilată.

3. *Acid sulfuric 50%*: 500 ml de H_2SO_4 concentrat se toarnă încet, prin agitare continuă, peste aproximativ 500 ml de apă distilată, se lasă să se răcească şi se completează cu apă distilată până la un volum de 1000 ml.

4. *Tiosulfat de sodiu 0,01 N*: 2,9 g $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ (p.a.) şi 0,1 g Na_2CO_3 se dizolvă în 1000 ml de apă distilată fiartă şi răcită, apoi se conservă cu 5 ml cloroform pentru 1000 ml de soluţie. Soluţia se prepară cu cel puţin 24 de ore înaintea determinării şi este stabilă mai multe luni dacă este păstrată în sticle bine astupate de culoare brună la o temperatură sub 25°C. Factorul soluţiei se stabileşte faţă de o soluţie de iodat de potasiu 0,01 N.

5. *Amidon, soluție 1%*: 1 g amidon solubil se introduce într-un balon cotat de 100 ml și se amestecă cu câțiva ml de apă distilată rece până se obține o pastă, apoi se completează la semn cu apă distilată fierbinte. Soluția de amidon trebuie reîmprospătată după o săptămână de la preparare și poate fi stabilizată cu 1 ml de fenol.

6. *Soluție etalon de iodat de potasiu 0,0100 N*: O cantitate mică de iodat de potasiu KIO_3 (p.a.) se usucă în etuvă la 105°C timp de 1 oră și se cântăresc exact 0,3567 g. Această cantitate se dizolvă în 200-300 ml de apă distilată prin încălzire ușoară. După răcire se completează cu apă distilată până la un volum final de 1000 ml. Soluția este stabilă un timp nelimitat și trebuie păstrată în sticle de culoare brună în loc întunecat și răcoros.

F. Modul de lucru

1. Sticla Winkler se umple la refuz cu apa de analizat, având multă grijă să fie evitată barbotarea în timpul manipulărilor. Imediat se introduc cu o pipetă pe fundul sticlei 1 ml de clorură manganoasă și 1 ml amestec alcalin de iodură de potasiu (Observația a). Se astupă flaconul cu dopul umectat cu apă astfel încât să nu rămână nici o bulă de aer. Conținutul sticlei Winkler se omogenizează prin răsturnarea ei de câteva ori.

2. După depunerea completă a precipitatului se deschide flaconul și se introduc pe fundul sticlei 2 ml de acid sulfuric 50% (Observația b). Se pune din nou dopul fără să rămână bule de aer și se amestecă bine, până ce precipitatul se dizolvă complet.

3. Se trece conținutul cantitativ într-un flacon Erlenmeyer, picăturile de reactiv rămase pe dop și pe sticla Winkler se antrenează cu puțină apă distilată în același flacon și se titrează cu tiosulfat 0,01 N până ce se obține o colorație galben-pai. Se adaugă cca 0,5 ml de soluție de amidon și se continuă titrarea până la decolorarea completă a soluției.

G. Calcul (Observația c)

$$mg\ O_2/l = \frac{V \cdot f \cdot 0{,}08 \cdot}{V_w - 2} \cdot 1000 \qquad (2.14)$$

unde: V – volumul soluției de tiosulfat de sodiu 0,01 N folosit la titrare, în ml;

f – factorul soluției de tiosulfat de sodiu 0,01 N;

0,08 – echivalentul în mg O_2 a unui ml de soluție de tiosulfat 0,01 N;

V_W – volumul sticlei Winkler, în ml;

2 – volumul reactivilor introduși pentru fixarea oxigenului, în ml.

H. Determinarea factorului soluției de tiosulfat de sodiu

Aproximativ 50 ml apă distilată se introduc într-un flacon Erlenmeyer, se adaugă 1 ml acid sulfuric și 1 ml de amestec alcalin de iodură și se amestecă bine. Se adaugă apoi 1 ml soluție de clorură manganoasă și amestecă din nou. Se adaugă exact 5,00 ml de soluție etalon de iodat de potasiu 0,0100 N. Se lasă să reacționeze 2-5 minute și se titrează cu soluția de tiosulfat. Când culoarea galbenă începe să pălească, se adaugă 0,5 ml soluție indicator de amidon și se continuă titrarea până la dispariția completă a culorii albastre.

Dacă V reprezintă volumul în ml a soluției de tiosulfat utilizat la titrare, atunci factorul soluției este:

$$f = \frac{5{,}00}{V} \qquad (2.15)$$

Titrarea trebuie repetată de cel puțin trei ori, drept factor f al soluției de tiosulfat reținându-se media aritmetică a titrărilor. Se face determinarea pe proba martor, în care nu s-a adăugat soluția de iodat de potasiu.

I. Observații

(a) Pentru aceasta se introduce vârful pipetei la cca 1 cm sub suprafața apei și se lasă ca reactivii, care au densitate mai mare, să cadă pe fundul sticlei Winkler. De asemenea, trebuie avut grijă ca pipeta cu care se adaugă amestecul alcalin să nu prezinte urme de clorură

manganoasă, deoarece se poate înfunda din cauza formării precipitatului înăuntrul ei sau soluția de iodură alcalină poate fi compromisă.

(b) Deoarece acidul are o densitate mai mare, se introduce doar vârful pipetei sub suprafața lichidului și se lasă ca acesta să cadă pe fund. Soluția care se varsă nu conține oxigen, acesta fiind legat de precipitatul depus pe fundul sticlei.

(c) Rezultatele se pot exprima și în ml/l, ținând cont de faptul că 1 ml O_2/l = 1,42903 mg O_2/l apă sau, 1 mg O_2/l apă = 0,699 ml O_2/l, sau în mg-at O_2/l, ținând cont de faptul că 1 mg-at O_2/l = 0,0625 mg O_2/l sau 1 mg O_2/l = 16,00 mg-at O_2/l.

2.3.2. Determinarea spectrofotometrică a oxigenului dizolvat

A. Generalități

Metoda spectrofotometrică este mult mai rapidă și mai ușor de aplicat decât metoda titrimetrică. De aceea, ea este recomandată în cazul determinărilor de rutină ale oxigenului dizolvat în apa marină. De asemenea, această metodă se caracterizează printr-o sensibilitate deosebit mare la concentrații ale oxigenului dizolvat mai mici de 1 mg/l. Deoarece metoda spectrofotometrică nu prezintă un etalon absolut, ea necesită o calibrare prin intermediul metodei titrimetrice (Metoda 2.3.1).

B. Principiul metodei

Principiul metodei este același ca și la Metoda 2.3.1, deosebirea constând doar în faptul că dozarea iodului eliberat se face spectrofotometric prin măsurarea extincției la 287,5 nm.

C. Materiale necesare

1. Sticle speciale Winkler sau sticle de recoltare cu volum cunoscut (vezi Metoda 2.3.1, Secțiunea C);

2. Pipete gradate de 1 ml;

3. Spectrofotometru capabil să facă citiri în domeniul UV (cca 280 nm) în cuve de cuarț cu parcursul optic de 1 cm.

D. Reactivi

1. *Clorură manganoasă 40%*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

2. *Amestec de hidroxid de sodiu (8N) şi iodură de potasiu (4M)*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

3. *Acid sulfuric 50%*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

E. Modul de lucru

1. Sticla Winkler se clăteşte de două ori cu apa de analizat, după care se umple la refuz cu proba de apa marină de analizat, având multă grijă să fie evitată barbotarea în timpul manipulărilor. Imediat se introduc cu o pipetă pe fundul sticlei 1 ml amestec alcalin de iodură de sodiu şi 1 ml de clorură manganoasă. Se astupă flaconul cu dopul umectat cu apă astfel ca să nu rămână vreo bulă de aer. Conţinutul flaconului se omogenizează prin răsturnarea lui de câteva ori.

2. După depunerea completă a precipitatului se deschide flaconul şi se introduc pe fundul sticlei 2 ml de acid sulfuric 50% (Observaţia a). Se pune dopul şi se amestecă bine, până ce precipitatul se dizolvă complet.

3. La 3-5 minute după adăugarea acidului se iau 5 ml din soluţia rezultată, se introduc într-un balon cotat de 100 ml şi se aduce la semn cu apă distilată. Conţinutul se amestecă prin răsturnarea atentă a balonului cotat pentru a minimaliza contactul iodului cu aerul.

4. Soluţia din balonul cotat se introduce în cuve de cuarţ cu parcursul optic de 1 cm şi se măsoară extincţia (E_R) la lungimea de undă de 287,5 nm cu ajutorul spectrofotometrului (Observaţia b).

F. Calcul

$$mg\ O_2/l = \frac{(E_R - E_B)}{(E_S - E_B)} \qquad (2.16)$$

unde: E_R – extincția soluției de analizat;
E_B – extincția soluției de apă lipsită de oxigen (Observația c);
E_S – extincția soluției saturate în oxigen (Observația d).

G. Observații

(a) Modificările de volum ale soluției datorate adăugării reactivilor sunt aceleași atât în cazul probei de analizat, cât și în cazul probei martor și de aceea nu este nevoie de corecție.

(b) *Extincția* (*E*) sau *absorbanța* este definită ca log I_0/I, unde I_0 reprezintă intensitatea luminii incidente, iar I intensitatea luminii transmise.

(c) Pentru a îndepărta tot oxigenul din apa marină, prin aceasta se barbotează azot timp de 30-60 minute.

(d) Pentru aceasta, prin apa de mare cu o salinitate și temperatură cunoscută se barbotează aer. Calibrarea acestei metode se face prin titrare.

2.3.3. Determinarea gradului de saturație în oxigen

A. Generalități

Gradul de saturație al apei în oxigen reprezintă raportul dintre cantitatea de oxigen găsită în proba de apă analizată și cantitatea de oxigen dizolvat în apă în condiții de saturație. În cazul în care acest raport este <100% vorbim de un *deficit de oxigen* și care este cu mai atât mai mare cu cât procesul de respirație al organismelor din apă este mai intens sau cu cât nivelul poluării apei este mai crescut. În cazul în care raportul este >100% vorbim de o *suprasaturație* a apei în oxigen și care se datorează în special unui proces intens de fotosinteză realizat de către algele planctonice. Conform STAS 4706-88 apa Mării Negre trebuie să prezinte un grad de saturație în oxigen la 20°C de cel puțin 75%.

BCU IAȘI - CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

B. Principiul metodei

Calculul raportului dintre cantitatea de oxigen din apa de analizat determinată prin metoda Winkler şi cantitatea de oxigen în condiţii de saturare la temperatura şi salinitatea apei de analizat.

C. Modul de lucru

1. Se determină cantitatea de oxigen dizolvat în apă, prin Metoda 2.3.1 sau prin Metoda 2.3.2.

2. Cunoscându-se valorile temperaturii (Metoda 1.4) şi salinităţii apei de analizat (Metoda 2.2), din Tabelul 2.3 se extrage valoarea concentraţiei oxigenului dizolvat în condiţii de saturaţie.

D. Calcul

$$\textit{Grad de saturaţie}\ (\%) = \frac{A}{B} \cdot 100 \qquad (2.17)$$

unde: A – cantitatea de oxigen găsit în apă;

B – concentraţia în oxigen a apei în condiţii de saturaţie la temperatura şi salinitatea apei de analizat (conform tabelului 2.3).

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Tabelul 2.3. Solubilitatea oxigenului (în mg/l) în apa marină la o presiune atmosferică de 760 mm col. Hg în funcție de temperatură și de salinitate (după Weiss, 1970)

T	Salinitatea (‰)																				
(°C)	0	2	4	6	8	10	12	14	16	18	20	22	24	26	28	30	32	34	36	38	40
0	14,60	14,40	14,20	14,02	13,82	13,63	13,45	13,28	13,09	12,92	12,73	12,56	12,39	12,23	12,06	11,89	11,73	11,58	11,42	11,26	11,10
1	14,20	14,00	13,82	13,63	13,45	13,26	13,09	12,92	12,73	12,56	12,40	12,23	12,06	11,90	11,75	11,59	11,43	11,28	11,12	10,97	10,83
2	13,82	13,63	13,45	13,26	13,09	12,92	12,75	12,58	12,40	12,23	12,08	11,92	11,75	11,59	11,45	11,29	11,13	10,99	10,85	10,69	10,55
3	13,45	13,26	13,09	12,92	12,75	12,58	12,40	12,25	12,08	11,92	11,76	11,60	11,45	11,30	11,15	11,00	10,86	10,72	10,57	10,43	10,29
4	13,09	12,92	12,75	12,59	12,42	12,25	12,09	11,93	11,78	11,62	11,46	11,32	11,16	11,02	10,87	10,73	10,59	10,45	10,32	10,17	10,05
5	12,76	12,59	12,43	12,26	12,10	11,95	11,79	11,63	11,48	11,33	11,19	11,03	10,89	10,75	10,60	10,47	10,33	10,20	10,06	9,93	9,80
6	12,43	12,28	12,12	11,96	11,80	11,65	11,50	11,35	11,20	11,06	10,92	10,77	10,63	10,49	10,36	10,22	10,09	9,96	9,83	9,70	9,57
7	12,13	11,98	11,82	11,66	11,52	11,36	11,22	11,07	10,93	10,79	10,65	10,52	10,37	10,25	10,12	9,97	9,85	9,73	9,60	9,47	9,36
8	11,83	11,68	11,53	11,39	11,23	11,09	10,95	10,82	10,67	10,53	10,40	10,27	10,13	10,00	9,87	9,75	9,63	9,50	9,39	9,26	9,15
9	11,55	11,40	11,26	11,12	10,97	10,83	10,69	10,56	10,43	10,29	10,16	10,03	9,90	9,77	9,66	9,53	9,42	9,29	9,17	9,06	8,95
10	11,28	11,13	10,99	10,86	10,72	10,59	10,45	10,32	10,19	10,06	9,93	9,80	9,69	9,56	9,45	9,32	9,20	9,09	8,97	8,86	8,75
11	11,02	10,87	10,75	10,60	10,47	10,35	10,22	10,09	9,96	9,83	9,72	9,59	9,47	9,35	9,23	9,12	9,00	8,89	8,77	8,67	8,56
12	10,76	10,63	10,50	10,37	10,25	10,12	9,99	9,86	9,75	9,62	9,50	9,37	9,26	9,15	9,03	8,92	8,82	8,70	8,59	8,49	8,39
13	10,53	10,39	10,26	10,15	10,02	9,89	9,77	9,65	9,53	9,42	9,29	9,17	9,06	8,96	8,85	8,73	8,63	8,52	8,42	8,32	8,20
14	10,29	10,17	10,05	9,92	9,80	9,67	9,56	9,45	9,33	9,22	9,10	8,99	8,87	8,77	8,66	8,56	8,45	8,35	8,25	8,15	8,05
15	10,07	9,95	9,83	9,70	9,59	9,47	9,36	9,25	9,13	9,02	8,92	8,80	8,69	8,59	8,49	8,39	8,27	8,17	8,07	7,97	7,89
16	9,86	9,73	9,62	9,50	9,39	9,27	9,16	9,06	8,95	8,83	8,73	8,62	8,49	8,42	8,32	8,22	8,12	8,02	7,92	7,83	7,73
17	9,65	9,53	9,42	9,30	9,20	9,09	8,97	8,87	8,76	8,66	8,56	8,45	8,35	8,25	8,15	8,06	7,96	7,86	7,76	7,67	7,59
18	9,45	9,35	9,23	9,12	9,02	8,90	8,80	8,69	8,59	8,49	8,39	8,29	8,19	8,09	7,99	7,90	7,80	7,72	7,62	7,53	7,45
19	9,26	9,15	9,05	8,93	8,83	8,73	8,62	8,52	8,42	8,32	8,22	8,13	8,03	7,93	7,85	7,75	7,66	7,56	7,47	7,39	7,30
20	9,07	8,97	8,86	8,76	8,66	8,56	8,46	8,36	8,26	8,16	8,06	7,97	7,87	7,79	7,69	7,60	7,52	7,43	7,35	7,25	7,17
21	8,90	8,79	8,69	8,59	8,49	8,39	8,29	8,20	8,10	8,00	7,92	7,82	7,73	7,65	7,55	7,46	7,37	7,29	7,20	7,12	7,05
22	8,73	8,63	8,53	8,43	8,33	8,23	8,13	8,05	7,95	7,86	7,77	7,67	7,59	7,50	7,42	7,33	7,25	7,16	7,07	6,99	6,92
23	8,56	8,46	8,36	8,27	8,17	8,07	7,99	7,89	7,80	7,72	7,63	7,55	7,45	7,36	7,29	7,20	7,12	7,03	6,96	6,87	6,79
24	8,40	8,30	8,20	8,12	8,02	7,93	7,85	7,75	7,66	7,57	7,49	7,40	7,32	7,23	7,16	7,07	6,99	6,92	6,83	6,76	6,67
25	8,25	8,15	8,06	7,97	7,87	7,79	7,70	7,62	7,53	7,45	7,36	7,27	7,19	7,12	7,03	6,95	6,87	6,79	6,72	6,64	6,56
26	8,09	8,00	7,92	7,83	7,73	7,65	7,56	7,47	7,39	7,32	7,23	7,15	7,07	6,99	6,90	6,83	6,76	6,67	6,60	6,53	6,46
27	7,95	7,86	7,77	7,69	7,60	7,52	7,43	7,35	7,26	7,19	7,10	7,03	6,95	6,87	6,79	6,72	6,64	6,57	6,49	6,42	6,34
28	7,80	7,72	7,63	7,55	7,47	7,39	7,30	7,22	7,15	7,06	6,99	6,90	6,83	6,76	6,67	6,60	6,53	6,46	6,39	6,32	6,24
29	7,67	7,59	7,50	7,42	7,35	7,26	7,17	7,10	7,02	6,95	6,87	6,79	6,72	6,64	6,57	6,50	6,43	6,36	6,29	6,22	6,14
30	7,55	7,46	7,37	7,29	7,22	7,13	7,06	6,99	6,90	6,83	6,76	6,69	6,60	6,53	6,46	6,39	6,33	6,26	6,19	6,12	6,06

2.4. Determinarea hidrogenului sulfurat

Oxigenul dizolvat în apă este utilizat de către bacterii pentru degradarea aerobă a materiilor organice până la dioxid de carbon, apă şi săruri minerale. În apele adânci ale bazinelor în care nu există curenţi verticali de convecţie (ca, de exemplu, în Marea Neagră, Marea Baltică, multe fiorduri din Norvegia, Groenlanda şi Canada, în fosa Caraico din dreptul coastei Venezuelei), în lagunele litorale din zonele calde sau în cazul unor ape care conţin mari cantităţi de materii organice, oxigenul dizolvat poate fi consumat în întregime. În astfel de ape anoxice începe să se formeze hidrogenul sulfurat. Hidrogenul sulfurat poate fi prezent în cantităţi mici chiar şi în ape care prezintă concentraţii scăzute ale oxigenului dizolvat.

Hidrogenul sulfurat se formează prin reducerea sulfaţilor. Bacteriile sulfat-reducătoare utilizează oxigenul din compoziţia ionilor de sulfaţi, oxidând carbonul organic până la dioxid de carbon şi reducând sulfaţii la sulfuri. Reacţia care are loc poate fi exprimată schematic astfel:

$$2CH_2O + H_2SO_4 \rightarrow 2CO_2 + 2H_2O + 2H_2S \qquad (2.18)$$

În general, însă, numai o mică proporţie din cantitatea totală de hidrogen sulfurat din apa marină provine din compuşi organici care conţin sulfuri.

Hidrogenul sulfurat este un gaz toxic, care se dizolvă cu uşurinţă în apă. Organismele pluricelulare nu pot vieţui în ape contaminate cu hidrogen sulfurat şi astfel de zone sunt transformate în adevărate „deşerturi" oceanice. Prezenţa hidrogenului sulfurat într-o probă de apă poate fi uşor detectată datorită mirosului său neplăcut de ouă clocite, chiar şi în concentraţii extrem de mici.

Hidrogenul sulfurat disociază în apă şi este prezent în apele marine (*p*H 7-8) în special sub forma ionului HS^-:

$$H_2O + H_2S \rightarrow H_3O^+ + HS^- \qquad (2.19)$$

În apele ușor acide predomină H_2S molecular, care este deosebit de toxic. Deoarece hidrogenul sulfurat este un acid slab, efectul protolitic determină o ușoară creștere a *p*H-ului apei marine. În prezența oxigenului hidrogenul sulfurat este rapid oxidat la sulf în mediu acid și încet oxidat la sulfați în mediu neutru. De aceea, în apele marine hidrogenul sulfurat este întotdeauna oxidat la sulfați:

$$HS^- + 2O_2 + H_2O \rightarrow SO_4^{2-} + H_3O^+ \qquad (2.20)$$

Hidrogenul sulfurat conferă apei proprietăți reducătoare, ceea ce se manifestă printr-un potențial redox negativ.

Hidrogenul sulfurat poate fi determinat titrimetric sau colorimetric.

2.4.1. Determinarea titrimetrică a hidrogenului sulfurat

A. Generalități

Determinarea titrimetrică a hidrogenului sulfurat prezintă avantajul că necesită aceiași reactivi ca și pentru determinarea oxigenului dizolvat. Din acest motiv, această metodă poate fi folosită atunci când proba de apă este suspectată de a conține hidrogen sulfurat (datorită mirosului caracteristic sau datorită lipsei oxigenului dizolvat), iar reactivii specifici pentru determinarea hidrogenului sulfurat nu sunt la îndemână (Observația a).

B. Principiul metodei

Hidrogenul sulfurat din probă este precipitat cu clorură manganoasă și cu amestec alcalin de iodură de potasiu. Se formează sulfura manganoasă care este precipitată împreună cu hidroxidul manganos:

$$Mn^{2+} + S^{2-} \rightarrow MnS\downarrow \qquad (2.21)$$

$$5\,I^- + IO_3^- + 6\,H^+ \rightarrow 3\,I_2^- + 3\,H_2O \qquad (2.22)$$

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

$$MnS + 2\ H^+ \rightarrow Mn^{2+} + H_2S \qquad (2.23)$$

$$H_2S + I_2 \rightarrow 2\ I^- + 2\ H^+ + S \qquad (2.24)$$

Cantitatea de iod eliberat se titrează cu tiosulfat de sodiu în prezența amidonului:

$$I_2 + 2\ S_2O_3^{2-} \rightarrow S_4O_6^{2-} + 2\ I^- \qquad (2.25)$$

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Sticle Winkler sau sticle de recoltare cu volum cunoscut (100-150 ml), cu dop rodat, tăiat oblic;
2. Pipete gradate de 1 şi 10 ml;
3. Flacoane Erlenmeyer de 250 ml.

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Deoarece orice sulfuri din apa marină se oxidează repede în contact cu aerul, probele pentru determinarea hidrogenului sulfurat se iau imediat după cele de oxigen. Dacă apa nu conține oxigen, hidrogenul sulfurat trebuie determinat primul. Batometrele utilizate pentru prelevarea probelor de hidrogen sulfurat trebuie să fie din plastic, deoarece sulfurile pot reacționa cu părțile metalice ale batometrului. Probele se colectează prin umplerea până la refuz a sticlelor Winkler în același mod ca şi pentru determinarea oxigenului dizolvat. Prezența hidrogenului sulfurat în proba de apă poate fi suspectată dacă precipitatul de hidroxid manganic este complet alb. Concentrații mai mari pot fi detectate datorită mirosului său neplăcut.

Dacă probele nu pot fi analizate imediat, acestea trebuie conservate prin adăugarea în proba de apă, imediat după prelevare, a 1 ml de acetat de zinc 5%, care precipită sulfurile sub forma sulfurii de zinc. Probele astfel conservate pot fi păstrate un timp îndelungat dacă sunt ținute într-un loc întunecos şi răcoros.

E. Reactivi

1. *Clorură manganoasă 40%*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

2. *Amestec de hidroxid de sodiu şi iodură de potasiu*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

3. *Acid sulfuric 50% v/v*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

4. *Tiosulfat de sodiu 0,01 N*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

5. *Amidon, soluţie 1%*: (vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

6. *Soluţie de iodat de potasiu 0,0100 N*: exact 0,325 g $KH(IO_3)_2$ sau 0,3567 g KIO_3 se dizolvă cu grijă în apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml şi se aduce la semn.

F. Modul de lucru

1. Sticla Winkler se umple la refuz cu apa de analizat, având multă grijă să fie evitată barbotarea în timpul manipulărilor. Imediat se introduc cu o pipetă pe fundul sticlei 1 ml de clorură manganoasă şi 1 ml amestec alcalin de iodură de potasiu. Se astupă flaconul cu dopul umectat cu apă astfel ca să nu rămână vreo bulă de aer. Conţinutul sticlei Winkler se omogenizează prin răsturnarea ei de câteva ori.

2. După depunerea completă a precipitatului se deschide flaconul şi se elimină prin sifonare 11 ml de supernatant. În locul supernatantului se adăugă cu o pipetă calibrată 10 ml de iodat de potasiu.

3. Imediat se adaugă 1 ml de acid sulfuric 50% v/v. Se astupă din nou şi se agită bine până ce precipitatul se dizolvă complet.

3. Conţinutul sticlei Winkler se trece cantitativ într-un flacon Erlenmeyer şi se titrează cu tiosulfat 0,01 N până ce se obţine o coloraţie galben-pai, apoi se adaugă cca 0,5 ml de soluţie de amidon şi se continuă titrarea până la decolorarea completă a soluţiei.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

G. Calcul

$$ml\ H_2S/l = \frac{223{,}92 \cdot f \cdot (V_a - V)}{V_W - 2} \qquad (2.26)$$

unde: V – volumul soluției de tiosulfat de sodiu 0,01N folosit la titrare, în ml;

f – factorul soluției de tiosulfat de sodiu 0,01N;

V_a – cantitatea de tiosulfat echivalentă la 10 ml de iodat de potasiu (determinat prin titrare);

V_W – volumul sticlei Winkler, în ml;

2 – volumul reactivilor introduși, în ml.

H. Observații

(a) Metoda nu este specifică pentru H_2S, deoarece rezultatul va include și efectele altor substanțe reducătoare prezente în apă. Totuși, acest lucru poate oferi o imagine mai adecvată asupra deficitului real al oxigenului din apă.

2.4.2. Determinarea spectrofotometrică a hidrogenului sulfurat

A. Generalități

Metoda spectrofotometrică de determinare a hidrogenului sulfurat este mult mai rapidă și mai ușor de aplicat decât metoda titrimetrică. De aceea ea este recomandată în cazul determinărilor de rutină ale hidrogenului sulfurat dizolvat în apa marină. De asemenea, această metodă este mult mai sensibilă și mai precisă decât metoda titrimetrică.

B. Principiul metodei

Hidrogenul sulfurat din proba de apă reacționează în mediu acid, în prezența clorurii ferice în calitate de catalizator, cu dimetil-*p*-fenilendiamina. În urma oxidărilor și substituirilor complexe are loc o

încorporare cantitativă a oricăror sulfuri prezente în apă într-un compus heterociclic puternic colorat în albastru (albastru de metilen). Intensitatea culorii se măsoară spectrofotometric la 670 nm.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Sticle Winkler sau sticle de recoltare cu volum cunoscut (100-150 ml), cu dop rodat, tăiat oblic;
2. Pipete gradate de 1 şi 10 ml;
3. Flacoane Erlenmeyer de 200 ml cu dop rodat;
4. Spectrofotometru ce permite măsurarea extincției în domeniul albastru (cca. 670 nm). Se vor folosi cuve cu parcursul optic de 1, 5 şi 10 cm în funcție de intensitatea culorii dezvoltate.

D. Reactivi

1. *N,N-dimetil-p-fenilen-diamină dihidroclorică*: 1 g de $(CH_3)_2N{\cdot}C_6H_4{\cdot}NH_2{\cdot}2HCl$ (1,4) se dizolvă în 500 ml acid clorhidric aproximativ 6 M. Acidul se prepară prin diluarea HCl concentrat cu o cantitate egală de apă distilată; soluția este stabilă câteva luni.

2. *Soluție de clorură ferică*: 8 g $FeCl_3$ (p.a.) se dizolvă în 500 ml acid clorhidric ~6 M (preparat ca mai sus); soluția se păstrează în recipiente de sticlă şi este stabilă un timp nelimitat.

3. *Soluție de acetat de zinc*: 10,44 g $Zn(CH_3COO)_2{\cdot}2H_2O$ (p.a.) se dizolvă în 1000 ml de apă distilată lipsită de oxigen conținând 2 g de gelatină; apa este preparată din apă distilată lipsită de oxigen prin fierberea cu 2 g de gelatină.

4. *Apă lipsită de oxigen*: se prepară prin fierberea unei cantități potrivite (2-5 litri) de apă distilată timp de 30-60 minute. În timpul fierberii prin apă se barbotează azot. Se lasă să se răcească la temperatura camerei sub barbotare continuă cu azot. Această apă este greu de păstrat şi de aceea trebuie preparată imediat înaintea analizei. Distribuirea acestei ape se face prin sifonare.

5. *Etalon pentru sulfuri, soluție stoc*: câteva cristale de sulfură de sodiu $N_2S{\cdot}9H_2O$ (p.a.) se spală rapid cu apă distilată cu ajutorul unei pisete. Cristalele se usucă imediat pe hârtie de filtru şi se introduc într-o sticlă de ceas cântărită în prealabil. Se cântăresc aproximativ 0,750 g la

balanța analitică și se dizolvă într-un balon cotat de 1000 ml cu apă distilată lipsită de oxigen; soluția este instabilă în timp și trebuie utilizată în câteva zile de la preparare.

6. *Soluție etalon de lucru*: 25 ml soluție etalon stoc pentru sulfuri se introduc într-un balon cotat de 500 ml care conține apă distilată lipsită de oxigen și 5 ml de soluție gelatinoasă de acetat de zinc. După omogenizare, se completează la semn cu apă distilată lipsită de oxigen. Această soluție este stabilă câteva ore, dar trebuie agitată viguros înainte de utilizare. 1 ml din această soluție conține aproximativ 5 μg sulfuri (~1,6 μg-at H_2S-S/ml).

7. *Tiosulfat de sodiu, soluție 0,01 N*: vezi Determinarea titrimetrică a oxigenului, Metoda 2.3.1).

8. *Soluție de iod în iodură de potasiu (~0,01 N)*: 0,64 g de iod metalic de puritate analitică se dizolvă în puțină apă conținând 3-4 g de iodură de potasiu. După ce iodul s-a dizolvat complet, soluția se diluează până la un volum de 500 ml cu apă distilată.

E. Modul de lucru

1. Sticla Winkler se umple la refuz cu apa de analizat, având multă grijă să fie evitată barbotarea în timpul manipulărilor. Imediat se introduc cu o pipetă pe fundul sticlei 1 ml de dimetil-*p*-fenilen-diamină și 1 ml clorură ferică. Flaconul se astupă cu dop și se omogenizează prin răsturnarea lui de câteva ori. În câteva minute se va dezvolta o colorație albastră.

2. După cel puțin 1 oră de la dezvoltarea culorii se măsoară extincția soluției (E_R) cu ajutorul spectrofotometrului la lungimea de undă de 670 nm, folosind cuve cu parcursul optic de 1 cm în cazul concentrațiilor mari și cu parcursul optic de 5 sau 10 cm în cazul concentrațiilor mici (Observația a). Drept probă martor se folosește apa distilată.

3. Valoarea obținută se raportează la scara de etalonare care se întocmește conform tabelului 2.4.

Tabelul 2.4. Scara de etalonare pentru determinarea spectrofotometrică a hidrogenului sulfurat

Soluția etalon de lucru (ml)	0	4	8	12	16	20
Apă distilată, lipsită de oxigen (ml)	100	96	92	88	84	80
Soluție dimetil-*p*-fenilen-diamină (ml)	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
Soluție de clorură ferică (ml)	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
Concentrație, în μg S^{2-}/l	0	20	40	60	80	100
Concentrație, în μg-at H_2S-S/l	0,0	6,3	12,5	18,7	25,0	31,2

După fiecare adăugare de reactiv baloanele cotate se agită bine, apoi se lasă în repaus aproximativ 1 oră, după care se citește extincția la spectrofotometru în aceleași condiții ca și proba. Cu valorile obținute se trasează curba de etalonare, inserând pe abscisă concentrația în μg-at H_2S-S/l de apă marină, iar pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație. Curba trebuie să fie rectilinie (pentru concentrații în jur de 50 μg-at H_2S-S/l) și să treacă prin punctul de origine.

F. Etalonarea soluției etalon de lucru pentru sulfuri

Etalonarea se face imediat după prepararea soluției de lucru și odată cu prepararea scării de etalonare. În fiecare din cele șase flacoane Erlenmeyer de 200 ml cu dop rodat se adaugă câte 10 ml de apă distilată și 1-2 g de iodură de potasiu. Apoi în fiecare flacon se introduc cu pipeta câte 10,00 ml soluție de $KH(IO_3)_2$ 0,01 N și 1 ml acid sulfuric 50%. În trei flacoane se introduc câte 50 ml de soluție etalon de lucru pentru sulfuri, iar în celelalte trei câte 50 ml apă distilată. Se lasă în repaus circa 10 minute, după care se titrează cu tiosulfat 0,01 N în prezența amidonului ca indicator. Cantitatea de tiosulfat utilizată la titrare în fiecare set nu trebuie să varieze cu mai mult de 0,05 ml.

G. Calcul (Observația b)

Cantitatea de H_2S se calculează după următoarea formulă:

$$ml\ H_2S/l = \frac{221{,}4 \cdot f \cdot (A - B)}{50} \qquad (2.27)$$

sau

$$\mu g - at\ H_2S - S/l = \frac{10 \cdot f \cdot (A - B)}{50} \qquad (2.28)$$

unde: A – media aritmetică a valorilor titrărilor celor trei soluții fără sulfuri, în ml;

B – media aritmetică a valorilor titrărilor celor trei soluții conținând sulfuri, în ml;

f – factorul soluției de tiosulfat 0,01 N (determinat conform Secțiunii H din Metoda 2.3.1).

H. Observații

(a) Atunci când extincția depășește aproximativ 0,8 în cazul utilizării cuvelor cu drumul optic de 1 cm (ceea ce ar corespunde unei concentrații de aproximativ 50 µg-at H_2S-S/l), probele trebuie diluate înaintea analizei. O modalitate de diluare a hidrogenului sulfurat constă în adăugarea unei mici cantități de gelatină în soluția de acetat de zinc. Aceasta face precipitatul coloidal, prevenind depunerea precipitatului pe fundul sticlei de recoltare. Cu ajutorul unei pipete se iau 5 ml de probă și se diluează într-un balon cotat sau cilindru gradat de 50 ml cu apă distilată lipsită de oxigen. Diluția trebuie efectuată imediat deoarece soluția de gelatină este stabilă aproximativ 24 ore.

(b) Concentrația de hidrogen sulfurat se exprimă de regulă în µg-at H_2S-S/ml (1 ml H_2S/l = 0,0224 µg-at S/l). În unele cazuri cantitatea de H_2S se exprimă ca „oxigen negativ", care reprezintă cantitatea de oxigen echivalentă cantității de hidrogen sulfurat produs prin reducerea sulfaților. Înmulțirea valorii concentrației de H_2S exprimată în ml/l cu 2 dă cantitatea de „oxigen negativ".

2.5. Determinarea *p*H-ului

Apa marină, datorită unui conținut ridicat de cationi provenind de la baze tari (Na^+, K^+, Mg^{2+}, Ca^{2+}, Sr^{2+}), are o reacție slab alcalină, care variază cel mai adesea între *p*H 7,5 și 8,4. Prezența ionilor bicarbonat în

apa marină îi conferă o mare putere de tamponare, menținând *p*H-ul între limite înguste. Pe timp de vară, mai ales în perioada de "înflorire" algală, apele superficiale au un *p*H ușor mai ridicat datorită consumului dioxidului de carbon în procesul fotosintezei. Dimpotrivă, în păturile mai adânci, ca urmare a eliminării dioxidului de carbon în urma procesului de respirație a organismelor vii sau a descompunerii bacteriene a materiilor organice, valorile *p*H-ului apei sunt mai mici. Creșterea temperaturii sau a presiunii duce la o ușoară scădere a *p*H-ului.

*p*H-ul apelor marine joacă un rol important în desfășurarea proceselor biologice și biochimice ale organismelor vegetale și animale. Deoarece asimilarea dioxidului de carbon are loc ziua, se pot observa atât variații diurne, cât și variații sezoniere ale reacției active a mediului.

Conform criteriilor de calitate stabilite pentru apele costiere ale Mării Negre (STAS 4706-88), *p*H-ul apei trebuie să prezinte valori cuprinse între 6 și 8,5.

Măsurarea *p*H-ului se poate face prin mai multe metode: (a) cu hârtie indicatoare; (b) cu soluții de indicatori sau (c) potențiometric.

2.5.1. Metoda colorimetrică cu hârtie indicatoare

A. Generalități

Metoda de determinare a *p*H-ului apei marine cu hârtie indicatoare este ușor de folosit în teren, rezultatele se obțin imediat, însă este destul de aproximativă (precizia de până la 0,5 unități de *p*H) și necesită aplicarea unei corecții datorită efectului salinizării apei. Deosebim *hârtie indicator universal*, care măsoară *p*H-ul într-un domeniu mai larg (0-14), și *hârtie indicator special*, care măsoară *p*H-ul într-un domeniu mai îngust, dar cu o precizie ceva mai mare.

B. Principiul metodei

Hârtia indicatoare nu este altceva decât o bandă din hârtie sugativă impregnată cu o soluție de indicator. Aceasta este imersată în apa de

analizat, iar culoarea obținută se compară cu o scară colorimetrică care conține și diferitele valori corespunzătoare ale *p*H-ului.

C. Materiale necesare

1. Hârtie indicator universal Merck (*p*H 0-14);
2. Hârtie indicator special Merck (pH 7,5-8,4).

D. Modul de lucru

1. Se înmoaie hârtia indicatoare în apa de analizat și se lasă aproximativ 20 de secunde pentru dezvoltarea culorii.
2. Se compară culoarea căpătată de hârtie cu cea a scării de comparare inclusă. Sub culoarea corespondentă se află indicat *p*H-ul, care se citește și se notează în carnetul de observații.

2.5.2. Metoda colorimetrică cu soluție de indicatori

A. Generalități

Metoda colorimetrică cu soluție de indicatori prezintă aceleași neajunsuri ca și metoda precedentă. În plus, determinarea *p*H-ului unor ape tulburi sau intens colorate este dificilă sau chiar imposibilă cu soluțiile de indicatori. Ca și în cazul hârtiei indicator, există soluții indicator universal și soluții indicator special. Drept exemple de soluții indicatoare speciale pot servi fenolftaleina și metiloranjul. Indicatorul universal este preparat dintr-un amestec de mai mulți coloranți și permite estimarea *p*H-ului între 1 și 10.

B. Principiul metodei

La proba de apă se adaugă un anumit volum din soluția indicatorului iar coloratia apărută se compară cu o scară de culori preparate din soluții cu *p*H cunoscut.

C. Materiale necesare

1. Soluție indicator universal (UNISOL 410);
2. Creuzete de porțelan sau cuve speciale de 5 ml.

D. Modul de lucru

1. Se iau 5 ml din apa de analizat și se introduc într-un creuzet de porțelan (Observația a).

2. Se adaugă 2 picături soluție indicator și se amestecă.

3. Se compară culoarea obținută cu scara colorimetrică și se alege culoarea cea mai apropiată de cea a soluției (Observația b).

E. Observații

(a) Deoarece intensitatea culorii depinde de adâncimea lichidului, se recomandă folosirea unor cuve speciale.

(b) Apele cu salinitate crescută pot modifica tenta indicatorului.

2.5.3. Metoda potențiometrică

A. Generalități

Spre deosebire de metoda colorimetrică, metoda potențiometrică prezintă o serie de avantaje, cum ar fi precizia ridicată, precum și posibilitatea utilizării ei chiar și în cazul apelor tulburi, colorate sau al celor care conțin substanțe oxidante sau substanțe organice. De aceea, în prezent valorile *p*H-ului apei marine se determină aproape exclusiv potențiometric (Langmuir, 1971).

B. Principiul metodei

Se măsoară tensiunea electromotoare existentă între un electrod de sticlă (indicator) și un electrod de calomel-clorură de potasiu (de referință). Diferența de potențial dintre cei doi electrozi este funcție lineară de *p*H sau, mai exact, potențialul electrodului depinde de activitatea ionilor de hidrogen din soluție, așa cum se prezintă prin ecuația lui Nernst:

$$E = K - \frac{RT}{nF} \cdot \ln a_{H^+} \qquad (2.29)$$

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

unde: E – potențialul măsurat al electrodului;
R – constanta gazelor ideale, în Jouli/grad;
T – temperatura absolută, în grade Kelvin;
n – numărul de electroni schimbați în reacție;
F – constanta lui Faraday (= 96.500 coulombi);
a_{H^+} – activitatea ionilor de hidrogen în soluție;
K – constantă care depinde de natura sticlei electrodului și de aparatul de măsură.

Măsurarea *p*H-ului se face la temperatura camerei, valoarea *p*H-ului apei marine *in situ* fiind obținută cunoscându-se temperatura și presiunea hidrostatică a apei la locul de unde a fost luată proba.

C. Materiale și echipamente necesare

1. *p*H-metru cu electrozi de sticlă și electrozi saturați de calomel, ce măsoară în registrul *p*H 0-11 (între –5 și 80°C) și cu sensibilitatea de ±0,01 unități de *p*H sau ±1 mV.

2. Recipiente de polietilenă de 50-100 ml cu gâtul larg (cu diametrul de 27 mm sau chiar mai mult) și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Determinarea *p*H-ului se face cât mai repede posibil după prelevarea probei. De regulă, probele pentru *p*H se iau din batometru imediat după cele de oxigen (în cazul în care nu se analizează alte gaze dizolvate) prin umplerea completă a recipientelor de polietilenă de 50-100 ml și astuparea lor ermetică, cu capacul înșurubat. Dacă proba nu poate fi analizată imediat, ea poate fi păstrată maximum 1-2 ore într-un loc întunecat și răcoros.

E. Reactivi

1. *Soluție-tampon de ftalat monopotasic 0,05M* (*p*H = 4,00 la 10-25°C): 10,21 g ftalat acid de potasiu, $KHC_8H_4O_4$, de puritate analitică se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Se păstrează într-un recipient de sticlă. Soluția, în absența evaporării, este stabilă un timp nelimitat.

2. *Soluție-tampon de fosfat monopotasic 0,025M + fosfat disodic 0,025M* (*p*H = 6,87 la 20-25°C): 33,88 g fosfat monopotasic, KH_2PO_4,

și 44,28 g fosfat disodic anhidru, $Na_2HPO_4 \cdot 2H_2O$ (p.a.), se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Se păstrează într-un recipient de sticlă închis ermetic.

Se diluează 100 ml din această soluție până la 1000 ml cu apă distilată pentru efectuarea analizei. Soluția diluată trebuie păstrată într-un recipient de polietilenă. Ea este stabilă timp de câteva săptămâni dacă este prevenită evaporarea și este cel mai bine conservată prin adăugarea câtorva picături de cloroform.

3. Apă bidistilată fiartă și răcită.

F. Modul de lucru

1. Se echilibrează aparatul conform instrucțiunilor de utilizare a aparatului.

2. Se etalonează aparatul folosind soluțiile-tampon cu *p*H cunoscut și se corectează cu ajutorul butonului de corectare a abaterii (Observația a).

3. Se spală electrozii cu apă bidistilată și se clătesc cu apa de analizat.

4. Se introduc electrozii în apa de analizat încălzită în prealabil la temperatura camerei (Observația b) și se lasă circa 3-5 minute pentru echilibrare (Observația c).

5. Se citește valoarea *p*H-ului direct pe display-ul aparatului.

6. Se repetă operația încă de 2 ori și se ia ca valoare a *p*H-ului media celor 3 citiri.

G. Calcul (Observația d)

$$pH = pH_m + \alpha(t_m - t) \qquad (2.30)$$

unde: *p*H – valoarea *p*H-ului apei la locul de prelevare a probei;

t – temperatura apei la locul de prelevare a probei, în °C;

pH_m – media celor 3 determinări ale *p*H-ului apei la temperatura camerei;

t_m – temperatura probei încălzite, în °C;

α – coeficientul de corecție a temperaturii (Tabelul 2.5).

BCU CHIȘINĂU LIBRARY

H. Observații

(a) Temperatura soluției-tampon trebuie să fie cuprinsă între 20 și 25°C.

(b) Temperatura probei trebuie să difere de cea a soluției-tampon cu cel mult ± 3°C.

(c) Pentru a grăbi echilibrarea electrozilor apa de analizat se amestecă ușor de 1-2 ori.

(d) Dacă proba a fost luată la adâncimi mai mici de 500 m, efectele presiunii hidrostatice asupra variației *p*H-ului pot fi neglijate.

Tabelul 2.5. Coeficienții de corecție a temperaturii (α) pentru calculul valorii *p*H-ului *in situ* (după Strickland & Parsons, 1968)

pH_m	S = 18‰ (Cl = 10‰)			S = 27‰ (Cl = 15‰)		
	Temp. (°C)					
	0-10	10-20	20-30	0-10	10-20	20-30
7,4	0,0087	0,0084	0,0069	0,0088	0,0087	0,0076
7,6	0,0092	0,0092	0,0079	0,0095	0,0096	0,0083
7,8	0,0100	0,0101	0,0089	0,0103	0,0105	0,0090
8,0	0,0108	0,0109	0,0094	0,0110	0,0112	0,0094
8,2	0,0114	0,0115	0,0098	0,0115	0,0117	0,0096
8,4	0,0117	0,0117	0,0099	0,0118	0,0118	0,0098
pH_m	S = 35‰ (Cl = 19,5‰)			S = 38‰ (Cl = 21‰)		
	Temp. (°C)					
	0-10	10-20	20-30	00-10	10-20	20-30
7,4	0,0089	0,0087	0,0081	0,0092	0,0089	0,0079
7,6	0,0095	0,0095	0,0091	0,0097	0,0098	0,0088
7,8	0,0104	0,0104	0,0098	0,0106	0,0108	0,0093
8,0	0,0110	0,0109	0,0102	0,0112	0,0114	0,0096
8,2	0,0114	0,0112	0,0103	0,0116	0,0116	0,0090
8,4	0,0116	0,0114	0,0104	0,0118	0,0119	0,0100

2.6. Determinarea potențialului redox (Eh)

A. Generalități

Potențialul oxido-reducător sau *redox* (Eh) este un indicator specific al activității chimice și biologice a apei și substratului. Potențialul redox se definește ca fiind logaritmul zecimal cu semn schimbat al presiunii fictive a hidrogenului molecular (atmosferic) în echilibru cu hidrogenul molecular dizolvat în soluție.

B. Principiul metodei

Potențialul redox se măsoară prin introducerea unui electrod de platină (indicator) cuplat cu un electrod de referință în soluția de apă marină de analizat. Potențialul rezultat, citit direct în milivolți cu ajutorul unui potențiometru (de pildă un *p*H-metru), este corectat pentru diferența dintre potențialul standard al electrodului de referință utilizat la temperatura soluției și potențialul electrodului normal de hidrogen conform relației:

$$Eh = E^0 + 2{,}303 \cdot \frac{RT}{nF} \cdot \ln \frac{a_{red}}{a_{ox}} \qquad (2.31)$$

unde: E^0 – potențialul electrodului standard al soluției ZoBell măsurat în raport cu electrodul normal de hidrogen la 25°C;
F – constanta lui Faraday (= $9{,}6485 \cdot 10^4$ C/mol);
n – numărul electronilor implicați în reacția de oxido-reducere;
R – constanta universală a gazelor perfecte, în $J \cdot K^{-1} \cdot mol^{-1}$;
T – temperatura absolută, în °K;
a_{ox} și a_{red} – activitatea termodinamică a ionilor liberi.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Voltmetru sau *p*H-metru ce permite citirea în milivolți, cu electrod de platină și electrod de referință (de calomel sau Ag–AgCl), cu o sensibilitate de 0,1 mV, ce măsoară în diapazonul de cel puțin ±1400 mV, de preferat cu ajustare automată pentru temperatură.

2. Recipiente de polietilenă de 50-100 ml cu gâtul larg (cu diametrul de 27 mm sau chiar mai mult) și cu capac înșurubat, câte unul pentru fiecare probă.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Probele de apă pentru determinarea potențialului redox nu pot fi conservate sau păstrate. De aceea, determinarea potențialului redox se face imediat după prelevarea probei.

E. Reactivi

1. *Soluție-etalon ZoBell KCl 0,1M* (Eh = 430 mV la 25°C): 1,4080 g ferocianură de potasiu, $K_4[Fe(CN)_6]\cdot 3H_2O$, 1,0975 g fericianură de potasiu, $K_3[Fe(CN)_6]$, și 7,4557 g clorură de potasiu, KCl, se dizolvă în 1000 ml apă distilată. Soluția se păstrează într-un recipient de sticlă brună și este stabilă cel puțin 90 zile cu condiția să fie păstrată la o temperatură de 4°C.

2. *Apă regală*: 1 parte de acid azotic concentrat, HNO_3, se amestecă cu 3 părți de acid clorhidric concentrat, HCl. Soluția nu se păstrează și se prepară numai înaintea utilizării.

3. *Apă distilată*, cu o conductivitate de maximum 1,0 μS/cm.

F. Modul de lucru

1. Se etalonează aparatul folosind soluția-etalon ZoBell cu Eh cunoscut (vezi Secțiunea H).

2. Se spală electrozii cu apă distilată și se clătesc cu apa de analizat.

3. Electrodul de platină cuplat cu electrodul de referință se imersează în apa de analizat, se lasă ca senzorii să atingă echilibrul termic cu apa de analizat și se notează timpul scurs (Observația a).

4. Se cuplează voltmetrul, se lasă ca valoarea indicată să se stabilizeze (±5 mV) și se notează valoarea indicată a potențialului (în mV) și cea a temperaturii.

5. Se notează temperatura și potențialul la fiecare câteva minute pentru primele 15-20 minute (Observația b).

6. După 15-20 minute se notează timpul, temperatura și potențialul în plus sau în minus la aproximativ fiecare 10 minute. Se continuă până ce au trecut 30 minute de la citirea inițială sau până ce măsurătorile indică un potențial constant.

7. După măsurătoare electrozii se scot din apa de analizat și se clătesc bine cu apă distilată.

G. Calcul

$$Eh = E_{măs} + E_{ref} \qquad (2.32)$$

unde: *Eh* – potențialul soluției de analizat față de electrodul normal de hidrogen, în mV;

$E_{măs}$ – forța electromotoare (FEM) sau potențialul apei de analizat la temperatura camerei, în mV;

E_{ref} – potențialul electrodului de referință al soluției ZoBell corectată pentru temperatura camerei (conform tabelului 2.6).

Tabelul 2.6. Potențialul standard al electrozilor de referință (E_{ref}) în funcție de temperatură și de concentrația soluției de referință de KCl, în mV

Temp. (°C)	Ag-AgCl			Calomel			
	KCl 3M	KCl 3,5M	KCl saturat	KCl 3M	KCl 3,5M	KCl 4M	KCl saturat
10	220	215	214	260	256	–	254
15	216	212	209	–	–	–	252
20	213	208	204	257	252	–	248
25	209	205	199	255	250	246	244
30	205	201	194	253	248	244	241
35	202	197	189	–	–	–	238
40	198	193	184	249	244	239	234

H. Etalonarea aparatului

1. Se setează scala pentru măsurarea potențialului în milivolți (mV) și se notează tipul electrodului de referință utilizat.

2. Se destupă orificiul de umplere și se scutură cu grijă electrodul pentru a îndepărta bulele de aer din vârful senzitiv al acestuia.

3. Se verifică nivelul soluției de umplere și în caz de nevoie se completează până la nivelul fundului orificiului de umplere (Observația c).

4. Electrozii se clătesc cu apă distilată și se îndepărtează excesul de apă prin tamponarea cu o hârtie sugativă.

5. Electrozii se introduc în soluția ZoBell fără a atinge pereții și fundul vasului în care se află soluția și se lasă 15-30 minute pentru ca soluția și electrozii să se echilibreze la temperatura camerei (Observația d).

6. Se cuplează voltmetrul și se lasă ca valoarea de pe display să se stabilizeze (±5 mV) și se notează valoarea temperaturii și cea a potențialului indicat ($E_{măs}$).

7. Din tabelul 2.6. se extrage valoarea potențialului de referință pentru electrodul utilizat (E_{ref}) și se adaugă la valoarea măsurată a potențialului pentru a obține Eh-ul soluției ZoBell la temperatura camerei.

Pentru un aparat bine etalonat valoarea obținută a Eh-ului nu trebuie să difere cu mai mult de ±5 mV față de cea înscrisă în tabelul 2.7.

8. După utilizare electrozii se clătesc bine cu apă distilată.

Tabelul 2.7. Potențialul redox (Eh) al soluției ZoBell în funcție de temperatură.

Temp. (°C)	Eh (mV)
10	467
12	462
14	457
16	453
18	448
20	443
22	438
24	433
25	430
26	428
28	423
30	418
32	416
34	407
36	402
38	397
40	393

I. Observații

(a) Pentru a obține rezultate corecte, este necesar a se preveni sărăcirea sau îmbogățirea probei cu gaze dizolvate.

(b) Procesele chimice, fizice sau biologice pot cauza variații semnificative ale potențialului redox al apei de analizat într-un interval de câteva minute sau chiar secunde de la prelevarea probei.

(c) Nivelul soluției de umplere trebuie să fie cu cel puțin 2,5 cm deasupra nivelului apei de analizat.

(d) Pentru a grăbi stabilirea echilibrului soluția se va amesteca continuu prin agitarea electrozilor.

(e) Materia organică sau sulfurile pot cauza contaminarea suprafeței electrodului de platină, a punții saline sau a soluției de

electrolit. Regenerarea electrozilor pentru măsurarea Eh-ului se face prin scufundarea lor într-o soluție caldă (70°C) de „apă regală" timp de 1 minut. Imersarea electrodului mai mult de 1 minut trebuie evitată deoarece apa regală dizolvă metalele nobile și duce la obținerea unor valori eronate. Înaintea utilizării electrodul se va ține câteva ore în apă de robinet.

2.7. Determinarea alcalinității

A. Generalități

Alcalinitatea poate fi definită drept excesul de anioni ai acizilor slabi din apa marină. Efectul protolitic al acestora imprimă apelor marine o reacție slab alcalină (*p*H~8,2).

Alcalinitatea totală (denumită și *alcalinitate de titrare*) reprezintă cantitatea în miliechivalenți (sau milimoli) de acid puternic necesară pentru a neutraliza 1 kg de apă marină. Alcalinitatea totală a apelor marine cu o salinitate mai mare de 10‰ este dată de prezența ionilor HCO_3^-, CO_3^{2-}, $H_2BO_3^-$, OH^- și, în sens negativ, H^+. Efectul altor ioni poate fi neglijat. Astfel alcalinitatea totală poate fi exprimată astfel:

$$A_T = [HCO_3^-] + 2[CO_3^{2-}] + [H_2BO_3^-] + [OH^-] - [H^+] \quad (2.33)$$

Alcalinitatea permanentă (*carbonată*) reprezintă cantitatea în miliechivalenți de acid puternic necesară pentru a converti toți ionii carbonat și bicarbonat din 1 kg de apă marină în dioxid de carbon conform reacțiilor:

$$CO_3^{2-} + H^+ \rightarrow HCO_3^- \quad (2.34)$$

$$HCO_3^- + H^+ \rightarrow H_2CO_3 \quad (2.35)$$

Alcalinitatea permanentă poate fi exprimată conform relației:

$$A_P = [HCO_3^-] + 2[CO_3^{2-}] \quad (2.36)$$

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

de unde:

$$A_P = A_T - [H_2BO_3^-] - [OH^-] + [H^+] \quad (2.37)$$

În domeniul *p*H 5,5-8,5 termenii $[OH^-]$ şi $[H^+]$ pot fi neglijaţi. Termenul $[H_2BO_3^-]$ poate fi neglijat doar la valori ale *p*H-ului mai mici de 7,3, ceea ce se întâmplă extrem de rar sau deloc în cazul apelor marine. În apele anoxice, cum ar fi cele ale Mării Negre la adâncimi mai mari de 200 m, trebuie ţinut cont şi de prezenţa ionilor $[HS^-]$ şi $[HPO_4^{2-}]$. Atunci când $[NH_3]_{tot}$ este mai mare de 50 μM, trebuie inclus, de asemenea, termenul $[NH_3]$. În acest fel, relaţia pentru exprimarea A_T va fi următoarea:

$$A_T = [HCO_3^-] + 2[CO_3^{2-}] + [H_2BO_3^-] + [HS^-] + [HPO_4^-] + [NH_3] \quad (2.38)$$

B. Principiul metodei

O alicotă standard de apă marină este amestecată cu o alicotă standard de acid. Valoarea *p*H-ului înainte şi după adăugarea acidului este folosită pentru a calcula alcalinitatea totală şi alcalinitatea permanentă.

$$OH^- + H^+ \rightarrow H_2O \quad (2.39)$$

$$HCO_3^- + H^+ \rightarrow H_2CO_3 \quad (2.40)$$

$$CO_3^{2-} + H^+ \rightarrow HCO_3^- \quad (2.41)$$

C. Materiale necesare

1. *p*H-metru cu electrozi de sticlă şi electrozi saturaţi de calomel, ce măsoară în diapazonul *p*H 0-11 şi cu sensibilitatea de cel puţin ±0,025 unităţi de *p*H;

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

2. Recipiente din polietilenă cu gâtul larg şi cu dopul înfiletat, de 200 ml capacitate.

D. Prelevarea şi conservarea probelor

Recoltarea probelor se face în flacoane curate din sticlă pyrex sau din polietilenă cu gâtul larg şi care vor fi păstrate la rece până se vor utiliza, determinarea efectuându-se la câteva ore de la recoltare.

E. Reactivi

1. *Acid clorhidric 0,01 N standard*: acidul clorhidric 1,0 N din comerţ se diluează de 100 de ori cu apă distilată (Observaţia a).

2. *Soluţie-tampon de ftalat monopotasic 0,05M* (*p*H = 4,00 la 10-25°C): vezi Determinarea potenţiometrică a *p*H-ului, Metoda 2.5.3.

3. *Soluţie-tampon de fosfat monopotasic 0,025M + fosfat disodic 0,025M* (*p*H = 6,87 la 20-25°C): vezi Determinarea potenţiometrică a *p*H-ului, Metoda 2.5.3.

F. Modul de lucru

1. Se etalonează *p*H-metrul folosind soluţia-tampon de fosfat şi se măsoară *p*H-ul probei la temperatura camerei. Pentru calcularea alcalinităţii permanente este nevoie să se cunoască, de asemenea, salinitatea şi temperatura probei *in situ*.

2. Într-un recipient de 200 ml cu gâtul larg şi cu dopul înfiletat se pipetează 25 ml de HCl 0,01 N, se adaugă o alicotă de 100 ml de probă de apă marină de analizat, se astupă cu dopul şi se amestecă bine.

3. Se etalonează *p*H-metrul folosind soluţia-tampon de ftalat la temperatura camerei (20-25°C), se clătesc electrozii cu apă distilată şi se măsoară *p*H-ul probei acidifiate.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

G. Calcul

1. Se determină activitatea ionilor de hidrogen (a_{H}^{+}) ca 10^{-pH}, unde *p*H este valoarea măsurată mai sus după acidifiere (Tabelul 2.8).

Tabelul 2.8. Convertirea *p*H-ului la activitatea ionilor de hidrogen. Pentru un *p*H egal cu $Q + v$ (unde v reprezintă sutimile de *p*H) se extrage din tabel valoarea lui N în funcție de v și se înlocuiește în ecuația $a_{H}^{+} = N \times 10^{-Q}$ (după Strickland & Parsons, 1968)

v	*N*	*v*	*N*	*v*	*N*
0,00	1,000	0,34	0,457	0,67	0,214
0,01	0,977	0,35	0,447	0,68	0,209
0,02	0,955	0,36	0,437	0,69	0,204
0,03	0,933	0,37	0,427	0,70	0,200
0,04	0,912	0,38	0,417	0,71	0,195
0,05	0,891	0,39	0,407	0,72	0,191
0,06	0,871	0,40	0,398	0,73	0,186
0,07	0,851	0,41	0,389	0,74	0,182
0,08	0,832	0,42	0,380	0,75	0,178
0,09	0,813	0,43	0,372	0,76	0,174
0,10	0,794	0,44	0,363	0,77	0,170
0,11	0,776	0,45	0,355	0,78	0,166
0,12	0,759	0,46	0,347	0,79	0,162
0,13	0,741	0,47	0,339	0,80	0,158
0,14	0,725	0,48	0,331	0,81	0,155
0,15	0,709	0,49	0,324	0,82	0,151
0,16	0,692	0,50	0,316	0,83	0,148
0,17	0,676	0,51	0,309	0,84	0,144
0,18	0,661	0,52	0,302	0,85	0,141
0,19	0,646	0,53	0,295	0,86	0,138
0,20	0,631	0,54	0,288	0,87	0,135
0,21	0,617	0,55	0,282	0,88	0,132
0,22	0,603	0,56	0,275	0,89	0,129
0,23	0,589	0,57	0,269	0,90	0,126
0,24	0,575	0,58	0,263	0,91	0,123
0,25	0,562	0,59	0,257	0,92	0,120
0,26	0,549	0,60	0,251	0,93	0,117
0,27	0,537	0,61	0,245	0,94	0,115
0,28	0,525	0,62	0,240	0,95	0,112
0,29	0,513	0,63	0,234	0,96	0,110
0,30	0,501	0,64	0,229	0,97	0,107
0,31	0,490	0,65	0,224	0,98	0,105
0,32	0,479	0,66	0,219	0,99	0,102
0,33	0,468				

BCU MSICENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

2. Se află valoarea coeficientului de activitate empiric f din Tabelul 2.9. folosind valoarea *p*H-ului determinată mai sus şi salinitatea probei.

Tabelul 2.9. Valorile coeficientului de activitate empiric f în funcţie de salinitate şi de *p*H (după Parsons *et al.*, 1984)

Domeniul *p*H	S‰						
	3,5	7	11	14,5	18	21-33	36
2.8-2,9	0,865	0,800	0,785	0,775	0,770	0,768	0,773
3,0-3,9	0,845	0,782	0,770	0,760	0,755	0,753	0,758
4,0	0,890	0,822	0,810	0,800	0,795	0,793	0,798

3. Alcalinitatea totală se calculează conform formulei (Observaţia b):

$$A_T\ (meq/l) = 2{,}500 - 1250\frac{a_{H^+}}{f} \qquad (3.42)$$

4. Se calculează *p*H-ul iniţial al probei de apă marină conform expresiei:

$$p\mathrm{H} = p\mathrm{H_m} + 0{,}0114(t_m - t) \qquad (3.43)$$

unde: *p*H – valoarea *p*H-ului apei la locul de prelevare a probei;

t – temperatura apei la locul de prelevare a probei, în °C;

$p\mathrm{H_m}$ – valoarea *p*H-ului apei la temperatura camerei;

t_m – temperatura camerei, în °C.

5. Se determină alcalinitatea permanentă (în miliechivalenţi la litru) după relaţia:

$$A_P = A_T - A \qquad (3.44)$$

unde A este corecţia în miliechivalenţi la litru pentru acidul boric conform Tabelului 2.10.

BCU IASI BIBLIOTECA CENTRALA UNIVERSITARA LIBRARY

Tabelul 2.10. Cantitatea $A \times 10^{-2}$ (în miliechivalenți/litru) pentru conversia alcalinității totale în alcalinitate permanentă (după Parsons *et al.*, 1984)

S = 10‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3
t = 2	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3
t = 4	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4
t = 6	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4
t = 8	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4
t = 10	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4
t = 12	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4
t = 14	0	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	4
t = 16	0	0	0	0	1	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	4
t = 18	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4	4
t = 20	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4	5
t = 22	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4	5
t = 24	0	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	4	5
t = 26	0	0	0	1	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	4	5
t = 28	0	0	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	3	4	4	5

S = 20‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	0	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8
t = 2	0	1	1	1	1	1	2	2	2	3	4	4	5	6	7	9
t = 4	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	5	6	8	9
t = 6	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8	9
t = 8	0	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8	10
t = 10	1	1	1	1	1	2	2	2	3	4	4	5	6	7	9	10
t = 12	1	1	1	1	1	2	2	2	3	4	4	5	6	8	9	10
t = 14	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8	9	10
t = 16	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8	9	11
t = 18	1	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	8	10	11
t = 20	1	1	1	1	2	2	2	3	4	4	5	6	7	9	10	11
t = 22	1	1	1	1	2	2	2	3	4	4	5	6	8	9	10	11
t = 24	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	6	8	9	10	12
t = 26	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	6	8	9	11	12
t = 28	1	1	1	1	2	2	3	3	4	5	6	6	8	9	11	12

S = 35‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	1	1	1	2	2	3	4	4	5	7	8	9	11	13	15	18
t = 2	1	1	2	2	2	3	4	5	6	7	8	10	12	14	16	18
t = 4	1	1	2	2	3	3	4	5	6	7	9	10	12	14	17	19
t = 6	1	1	2	2	3	3	4	5	6	8	9	11	13	15	17	20
t = 8	1	1	2	2	3	4	4	5	6	8	9	11	13	15	18	20
t = 10	1	2	2	2	3	4	4	5	6	8	10	12	14	16	18	21
t = 12	1	2	2	3	3	4	5	6	7	9	10	12	14	16	19	21
t = 14	1	2	2	3	3	4	5	6	7	9	11	13	15	17	19	22
t = 16	1	2	2	3	3	4	5	6	8	9	11	13	15	17	20	22
t = 18	1	2	2	3	4	4	5	7	8	10	11	13	16	18	20	23
t = 20	2	2	2	3	4	5	6	7	8	10	12	14	16	18	21	23
t = 22	2	2	3	3	4	5	6	7	8	10	12	14	16	19	21	24
t = 24	2	2	3	3	4	5	6	77	9	10	12	15	17	19	22	24
t = 26	2	2	3	3	4	5	6	7	9	11	13	15	17	20	22	24
t = 28	2	2	3	3	4	5	6	8	9	11	13	15	18	20	22	25

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

H. Observații

(a) Apa distilată folosită la prepararea reactivilor trebuie să aibă *p*H-ul > 6. În caz că *p*H-ul este mai mic de 6, înainte de folosire apa distilată se fierbe 15 minute, apoi se lasă să se răcească la temperatura camerei.

(b) Dacă valoarea finală a *p*H-ului este mai mare de 4,0, electrozii se scot din apa de analizat fără a se clăti și se adaugă în recipient încă 5 ml de HCl 0,01 N. Soluția se amestecă și se măsoară din nou *p*H-ul. Formula de calcul a alcalinității totale în acest caz devine $A_T = 2{,}500 - (1300 \cdot a_H^+ / f)$. Această procedură se aplică în general pentru apele a căror salinitate este mai mare de 33‰.

2.8. Determinarea dioxidului de carbon

A. Generalități

Apa marină conține o cantitate apreciabilă de dioxid de carbon. Acest fapt are o importanță deosebită deoarece dioxidul de carbon reprezintă materia primă pentru realizarea fotosintezei. În condiții normale, creșterea plantelor marine nu este niciodată limitată de cantități insuficiente de dioxid de carbon din apă.

Dioxidul de carbon din apa marină este prezent mai ales sub formă de ioni bicarbonat (HCO_3^-), dar se mai găsește și sub formă de CO_2 dizolvat, acid carbonic nedisociat (H_2CO_3) și ioni carbonat (CO_3^{2-}). La suprafața apei CO_2 dizolvat tinde către un echilibru cu CO_2 atmosferic, oceanele jucând astfel un rol important în reglarea cantității de CO_2 din atmosferă.

Echilibrul general al dioxidului de carbon din apă se poate rezuma astfel:

$$CO_2 \text{ atmosferic} \leftrightarrow CO_2 \text{ dizolvat} \leftrightarrow H_2CO_3 \leftrightarrow HCO_3^- \leftrightarrow CO_3^{2-} \quad (3.45)$$

În stare de echilibru, numai 1% sau chiar mai puțin din dioxidul de carbon din apa marină este sub formă de acid carbonic. În țesuturile vii,

BCU ASIGEN UNIVERSITY LIBRARY

sub acțiunea enzimei *anhidraza carbonică* este înlesnită combinarea apei cu dioxidul de carbon gazos.

B. Calcul

Dioxidul de carbon total (toate formele)

1. Se determină *p*H-ul inițial și alcalinitatea permanentă a probei de apă marină conform Metodei 2.7.

2. Se extrage factorul F_T din Tabelul 2.11.

3. Se calculează cantitatea de dioxid de carbon total (în milimoli la litru) după relația:

$$CO_{2\ total}\ (mM/l) = A_P \times F_T \qquad (3.46)$$

unde: A_P – alcalinitatea permanentă.

Dioxidul de carbon dizolvat

1. Se determină *p*H-ul inițial al probei de apă marină conform Metodei 5.3.

2. Se extrage factorul F_p din Tabelul 2.12.

3. Se calculează presiunea parțială a dioxidului de carbon (în atmosfere) conform relației:

$$P_{CO2}\ (atm) = A_P \times F_p \qquad (3.47)$$

unde: A_P – alcalinitatea permanentă.

4. Ținând cont de valoarea solubilității dioxidului de carbon (γ) în apa marină netamponată la salinitatea și temperatura dată (Tabelul 2.13), concentrația dioxidului de carbon dizolvat (în milimoli la litru) se calculează conform relației:

$$CO_{2\ dizolvat}\ (mM/l) = P_{CO2} \times \gamma \qquad (3.48)$$

unde: P_{CO2} – presiunea parțială a dioxidului de carbon, în atm;

γ – solubilitatea dioxidului de carbon.

BCU IASI CENTRALA UNIVERSITARA LIBRARY

Concentrația ionilor bicarbonat

1. Se determină *p*H-ul inițial al probei de apă marină conform Metodei 2.5.3

2. Se extrage valoarea corespunzătoare a activității ionului de hidrogen a_{H^+} din Tabelul 2.8.

3. Se calculează concentrația ionilor bicarbonat după relația:

$$[HCO_3^-]\ (mM/l) = A_P\left(\frac{a_{H^+}}{a_{H^+} + 2K}\right) \qquad (3.49)$$

unde: A_P – alcalinitatea permanentă;

a_{H^+} – activitatea ionilor de hidrogen (Tabelul 2.8);

K – constanta de disociere definită ca $(a_{H^+} \times [CO_3^{2-}])/[HCO_3^-]$ (Tabelul 2.14).

Concentrația ionilor carbonat

1. Se determină *p*H-ul inițial al probei de apă marină conform Metodei 2.5.3

2. Se extrage valoarea corespunzătoare a activității ionului de hidrogen a_{H^+} din Tabelul 2.8.

3. Se calculează concentrația ionilor carbonat după relația:

$$[CO_3^{2-}]\ (mM/l) = A_P\left(\frac{K}{a_{H^+} + 2K}\right) \qquad (3.50)$$

unde: A_P – alcalinitatea permanentă;

a_{H^+} – activitatea ionilor de hidrogen (Tabelul 2.8);

K – constanta de disociere (Tabelul 2.14).

BCU IAȘI CENTRALĂ UNIVERSITY LIBRARY

Tabelul 2.11. Factorul F_T pentru calculul conținutului total de dioxid de carbon din apă ($CO_2 + HCO_3^- + CO_3^{2-}$) (după Parsons *et al.*, 1984)

S = 5‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	1,15	1,12	1,09	1,07	1,06	1,05	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,01	1,00	1,00	1,00	0,99
t = 2	1,14	1,11	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,03	1,02	1,01	1,01	1,01	1,00	1,00	0,99	0,99
t = 4	1,13	1,11	1,08	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,01	1,00	1,00	1,00	0,99	0,99
t = 6	1,13	1,10	1,08	1,06	1,05	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,01	1,00	1,00	0,99	0,99	0,98
t = 8	1,12	1,10	1,08	1,06	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,01	1,00	1,00	0,99	0,99	0,98	0,98
t = 10	1,12	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,01	1,00	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97
t = 12	1,11	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,96
t = 14	1,11	1,08	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,01	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,97	0,96
t = 16	1,10	1,08	1,06	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,98	0,97	0,96	0,95
t = 18	1,10	1,08	1,06	1,05	1,03	1,02	1,02	1,01	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93
t = 20	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92
t = 22	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92	0,91
t = 24	1,09	1,07	1,05	1,04	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,97	0,95	0,94	0,93	0,91	0,89
t = 26	1,08	1,06	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89	0,87
t = 28	1,08	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,92	0,90	0,88	0,85
t = 30	1,08	1,06	1,04	1,03	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,83
S = 10‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	1,12	1,10	1,08	1,06	1,05	1,03	1,03	1,02	1,01	1,01	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,97
t = 2	1,12	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,98	0,97	0,96
t = 4	1,11	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,01	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95
t = 6	1,10	1,08	1,06	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,98	0,97	0,96	0,95
t = 8	1,10	1,08	1,06	1,05	1,03	1,02	1,02	1,01	1,00	0,99	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94
t = 10	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,01	1,00	0,99	0,98	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93
t = 12	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92
t = 14	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,93	0,91
t = 16	1,08	1,06	1,05	1,04	1,02	1,01	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,92	0,90
t = 18	1,08	1,06	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92	0,91	0,89
t = 20	1,08	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,91	0,89	0,87
t = 22	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,96	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86
t = 24	1,07	1,05	1,04	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89	0,87	0,85
t = 26	1,07	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,83
t = 28	1,06	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,91	0,89	0,87	0,85	0,82
t = 30	1,06	1,04	1,03	1,02	1,00	0,99	0,98	0,97	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,84	0,81
S = 20‰																
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6	8,7	8,8
t = 0°C	1,09	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,92	0,90
t = 2	1,09	1,07	1,05	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89
t = 4	1,08	1,06	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88
t = 6	1,08	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,92	0,90	0,88
t = 8	1,07	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89	0,87
t = 10	1,07	1,05	1,04	1,03	1,01	1,00	0,99	0,99	0,97	0,96	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86
t = 12	1,07	1,05	1,04	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,91	0,90	0,87	0,85
t = 14	1,06	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89	0,87	0,84
t = 16	1,06	1,04	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,96	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,83
t = 18	1,06	1,04	1,03	1,02	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,95	0,93	0,91	0,89	0,87	0,85	0,82
t = 20	1,06	1,04	1,03	1,01	1,00	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,92	0,91	0,89	0,86	0,84	0,81
t = 22	1,05	1,04	1,02	1,01	1,00	0,99	0,98	0,96	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,83	0,80
t = 24	1,05	1,03	1,02	1,01	1,00	0,99	0,97	0,96	0,95	0,93	0,91	0,89	0,87	0,85	0,82	0,79
t = 26	1,05	1,03	1,02	1,01	0,99	0,98	0,97	0,96	0,94	0,93	0,91	0,89	0,86	0,84	0,81	0,78
t = 28	1,05	1,03	1,02	1,00	0,99	0,98	0,97	0,95	0,94	0,92	0,90	0,88	0,86	0,83	0,80	0,78
t = 30	1,04	1,03	1,01	1,00	0,99	0,98	0,96	0,95	0,93	0,92	0,90	0,88	0,85	0,83	0,80	0,77

BCU IAȘI

Tabelul 2.12. Factorul $F_p \times 10^{-3}$ pentru calculul presiunii parțiale a dioxidului de carbon (după Strickland & Parsons, 1968)

						S = 27‰								
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6
t = 0°C	1,12	0,89	0,70	0,56	0,44	0,35	0,27	0,21	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,05
t = 2	1,14	0,90	0,71	0,56	0,44	0,35	0,27	0,21	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,05
t = 4	1,17	0,92	0,73	0,58	0,45	0,36	0,28	0,22	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,05
t = 6	1,19	0,94	0,74	0,59	0,46	0,36	0,29	0,22	0,17	0,14	0,10	0,08	0,06	0,05
t = 8	1,22	0,97	0,77	0,60	0,48	0,37	0,29	0,23	0,18	0,14	0,11	0,08	0,06	0,05
t = 10	1,26	1,00	0,79	0,62	0,49	0,39	0,30	0,24	0,18	0,14	0,11	0,08	0,06	0,05
t = 12	1,29	1,02	0,81	0,64	0,50	0,39	0,31	0,24	0,19	0,15	0,11	0,09	0,06	0,05
t = 14	1,32	1,05	0,83	0,65	0,51	0,40	0,31	0,25	0,19	0,15	0,11	0,09	0,07	0,05
t = 16	1,36	1,07	0,85	0,67	0,53	0,41	0,32	0,25	0,20	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 18	1,39	1,10	0,87	0,68	0,54	0,42	0,33	0,26	0,20	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 20	1,42	1,12	0,88	0,70	0,55	0,43	0,33	0,26	0,20	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 22	1,45	1,15	0,90	0,71	0,56	0,44	0,34	0,26	0,20	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 24	1,49	1,17	0,93	0,73	0,57	0,45	0,35	0,27	0,21	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 26	1,54	1,21	0,96	0,75	0,59	0,46	0,36	0,28	0,21	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05
t = 28	1,59	1,25	0,99	0,78	0,61	0,47	0,37	0,29	0,22	0,17	0,13	0,10	0,07	0,05
t = 30	1,64	1,29	1,01	0,80	0,62	0,49	0,38	0,29	0,22	0,17	0,13	0,10	0,07	0,05
						S = 34‰								
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6
t = 0°C	1,05	0,83	0,66	0,52	0,41	0,32	0,25	0,20	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 2	1,07	0,84	0,67	0,53	0,41	0,33	0,26	0,20	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 4	1,10	0,87	0,69	0,54	0,43	0,33	0,26	0,20	0,16	0,12	0,10	0,07	0,06	0,04
t = 6	1,12	0,89	0,70	0,55	0,44	0,34	0,27	0,21	0,16	0,13	0,10	0,07	0,06	0,04
t = 8	1,14	0,90	0,71	0,56	0,44	0,35	0,27	0,21	0,16	0,13	0,10	0,07	0,06	0,04
t = 10	1,18	0,93	0,74	0,58	0,46	0,36	0,28	0,22	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 12	1,21	0,96	0,76	0,60	0,47	0,37	0,29	0,22	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 14	1,24	0,98	0,77	0,61	0,48	0,37	0,29	0,23	0,18	0,14	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 16	1,28	1,01	0,80	0,63	0,49	0,39	0,30	0,23	0,18	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 18	1,30	1,02	0,81	0,63	0,50	0,39	0,30	0,23	0,18	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 20	1,33	1,05	0,82	0,65	0,51	0,40	0,31	0,24	0,18	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 22	1,36	1,07	0,84	0,66	0,52	0,41	0,32	0,24	0,19	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 24	1,40	1,10	0,87	0,68	0,53	0,42	0,32	0,25	0,19	0,15	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 26	1,43	1,13	0,89	0,70	0,54	0,42	0,33	0,25	0,19	0,15	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 28	1,48	1,17	0,92	0,72	0,56	0,44	0,34	0,26	0,20	0,15	0,11	0,09	0,06	0,04
t = 30	1,52	1,20	0,94	0,74	0,58	0,45	0,35	0,27	0,20	0,15	0,12	0,09	0,06	0,04
						S = 38‰								
*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6
t = 0°C	1,02	0,81	0,64	0,50	0,40	0,31	0,24	0,19	0,15	0,11	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 2	1,04	0,82	0,65	0,51	0,40	0,32	0,25	0,19	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 4	1,07	0,84	0,67	0,53	0,41	0,32	0,25	0,20	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 6	1,08	0,85	0,67	0,53	0,42	0,33	0,26	0,20	0,15	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 8	1,11	0,88	0,69	0,55	0,43	0,34	0,26	0,20	0,16	0,12	0,09	0,07	0,05	0,04
t = 10	1,15	0,91	0,72	0,57	0,44	0,35	0,27	0,21	0,16	0,13	0,10	0,07	0,05	0,04

Tabelul 2.12. (continuare)

*p*H	7,3	7,4	7,5	7,6	7,7	7,8	7,9	8,0	8,1	8,2	8,3	8,4	8,5	8,6
t = 12	1,18	0,94	0,74	0,58	0,46	036	0,28	0,22	0,17	0,13	0,10	0,07	0,06	0,04
t = 14	1,20	0,95	0,75	0,59	0,46	0,36	0,28	0,22	0,17	0,13	0,10	0,07	0,06	0,04
t = 16	1,24	0,98	0,77	0,60	0,47	0,37	0,29	0,22	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 18	1,26	0,99	0,78	0,61	0,48	0,37	0,29	0,23	0,17	0,13	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 20	1,29	1,01	0,80	0,63	0,49	0,38	0,30	0,23	0,18	0,14	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 22	1,32	1,04	0,82	0,64	0,50	0,39	0,30	0,23	0,18	0,14	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 24	1,36	1,07	0,84	0,66	0,51	0,40	0,31	0,24	0,18	0,14	0,10	0,08	0,06	0,04
t = 26	1,39	1,09	0,86	0,67	0,53	0,41	0,32	0,24	0,19	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 28	1,44	1,13	0,89	0,70	0,54	0,42	0,33	0,25	0,19	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04
t = 30	1,47	1,15	0,90	0,71	0,55	0,43	0,33	0,25	0,19	0,14	0,11	0,08	0,06	0,04

Dacă *p*H>8,1 concentrația ionilor carbonat se calculează după relația:

$$[CO_3^{2-}]\ (mM/l) = CO_{2\ total} - [HCO_3^-] \qquad (3.51)$$

Tabelul 2.13. Solubilitatea dioxidului de carbon în apă (γ) în milimoli la litru în funcție de salinitate și de temperatură (după Strickland & Parsons, 1968)

t (°C)	S‰						
	27	28	30,5	32,5	34	36	38
0	67,4	66,7	66,0	65,3	64,6	64,0	63,3
2	62,3	61,7	61,1	60,5	59,9	59,3	58,7
4	57,8	57,3	56,7	56,2	55,7	55,1	54,6
6	53,8	53,3	52,8	52,4	51,9	51,4	50,9
8	50,4	49,9	49,5	49,0	48,6	48,2	47,7
10	47,2	46,8	46,4	46,0	48,6	48,2	47,7
12	44,2	43,8	43,4	43,1	42,8	42,4	42,1
14	41,6	41,3	41,0	40,6	40,3	40,0	39,6
16	39,3	39,0	38,7	38,4	38,1	37,7	37,4
18	37,1	36,8	36,5	36,2	35,9	35,6	35,4
20	35,1	34,8	34,6	34,3	34,0	33,7	33,5
22	33,1	32,9	32,7	32,4	32,1	31,9	31,7
24	31,4	31,2	31,0	30,7	30,4	30,2	30,0
26	29,9	29,7	29,4	29,2	28,9	28,7	28,5
28	28,4	28,1	27,9	27,7	27,5	27,3	27,1
30	27,0	26,8	26,6	26,4	26,2	26,0	25,8

Tabel 2.14. Valoarea $K \times 10^9$ a celei de-a doua constante de disociere a acidului carbonic în apa marină (după Strickland & Parsons, 1968)

t (°C)	S‰						
	27	28	30,5	32,5	34	36	38
0	0,33	0,35	0,36	0,38	0,40	0,42	0,44
2	0,35	0,37	0,38	0,40	0,42	0,44	0,47
4	0,36	0,38	0,40	0,42	0,44	0,46	0,48
6	0,38	0,41	0,43	0,45	0,47	0,49	0,52
8	0,40	0,43	0,45	0,47	0,50	0,53	0,54
10	0,42	0,45	0,48	0,50	0,52	0,55	0,56
12	0,45	047	0,50	0,52	0,55	0,58	0,60
14	0,47	0,50	0,53	0,55	0,58	0,61	0,63
16	0,50	0,53	0,55	0,58	0,61	0,65	0,67
18	0,53	0,56	0,59	0,62	0,65	0,68	0,71
20	0,56	0,59	0,62	0,65	0,68	0,71	0,74
22	0,60	0,63	0,65	0,69	0,72	0,76	0,79
24	0,63	0,66	0,69	0,73	0,76	0,80	0,84
26	0,67	0,71	0,73	0,77	0,81	0,85	0,90
28	0,72	0,75	0,78	0,83	0,86	0,91	0,97
30	0,76	0,79	0,83	0,88	0,93	0,98	1,05

2.9. Determinarea substanțelor biogene

Substanțele biogene sau *nutrienții* sunt compuși anorganici indezirabili pentru creșterea și dezvoltarea normală a fitoplanctonului și fitobentosului. Substanțele biogene au o mare importanță deoarece se găsesc în apa marină în cantități foarte mici. De aceea, ele reprezintă factori limitativi pentru productivitatea mărilor și oceanelor. Principalele substanțe biogene sunt nitrații, nitriții, amoniacul și fosfații. Acestora li se mai pot adăuga compuși ai siliciului (necesar în special pentru diatomee și silicoflagelate), fierului și manganului.

Datorită consumului acestor substanțe în urma activității vitale a organismelor, concentrațiile lor prezintă variații ample în spațiu și timp.

Concentrațiile ridicate ale substanțelor biogene pot indica o poluare a apei marine cu ape reziduale-menajere și sunt adeseori asociate cu fenomenele de „înflorire" a apei sau cu contaminarea apei cu bacterii patogene, cum ar fi, de exemplu, *Escherichia coli*.

BCU IAȘI LIBRARY

2.9.1. Determinarea nitraților

A. Generalități

Nitrații rezultă în apa marină în urma oxidării nitriților de către nitrat-bacterii. Pot proveni și din azotul molecular sub acțiunea radiațiilor ultraviolete și a descărcărilor electrice din atmosferă (proces fotochimic). Deoarece nitrații sunt săruri utilizate de producătorii primari în sinteza proteinelor, cantitatea acestora reprezintă un factor limitativ pentru dezvoltarea fitoplanctonului. În zona eufotică concentrația nitraților este influențată de existența unor curenți ascendenți care să transporte nitrații din păturile profunde, de intensitatea oxidărilor microbiene a amoniului și de rata de asimilație de către producătorii primari. Dacă lumina pătrunde la o adâncime suficient de mare, rata de asimilație a nitraților este de regulă mai mare decât aportul din apele de adâncime. Din acest motiv, concentrația nitraților în apele de suprafață a majorității mărilor și oceanelor este aproape de zero. În mările temperate, unde răcirea apelor de suprafață în timpul iernii produce o amplă circulație verticală, concentrația nitraților urmează o anumită periodicitate cu valori maxime în timpul toamnei, iernii și la începutul primăverii și valori minime primăvara și vara. În zonele de upwelling aportul de nitrați din profunzime este adesea mult mai mare decât rata de asimilație.

Concentrația medie a nitraților în apa marină este de 0,42 mg NO_3^-/l. În apele tropicale și subtropicale ale oceanelor nitrații înregistrează un maximum al concentrației imediat sub „pătura minimului de oxigen", adică aproximativ între 400 și 800 m adâncime. Aici concentrația nitraților poate ajunge la 0,63 mg NO_3^-/l. În apele în care oxigenul este consumat în urma proceselor microbiene de mineralizare a materiilor organice, are loc un proces de denitrificare, în urma căruia o parte din nitrați sunt reduși la azot molecular.

B. Principiul metodei

Nitrații din apă sunt reduși aproape cantitativ la nitriți prin trecerea unei probe printr-o coloană conținând umplutură de cadmiu acoperită

cu cupru metalic. Nitriții rezultați sunt determinați prin reacția dintre sulfanilamidă și N-(1-naftil)-etilendiamină care formează un compus diazo puternic colorat și care poate fi dozat spectrofotometric. Pentru orice nitriți prezenți inițial în probă se impun corecții.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Cilindri gradați de 50 ml;
2. Flacoane Erlenmeyer de 125 ml;
3. Pipete gradate de 1 ml;
4. Coloană reducătoare cu dimensiunile specificate în figura 2.6 (Observația a);
5. Spectrofotometru.

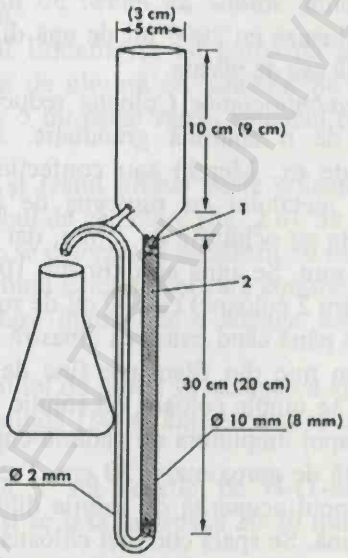


Figura 2.6. Reprezentare schematică a coloanei reducătoare de nitrați: 1- filamente de cupru, 2 – umplutura de cadmiu-cupru (după Parsons *et al.*, 1990)

BCU "ȘTIINȚA" UNIVERSITY LIBRARY

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Probele de 100±2 ml de apă marină trebuie prelevate în flacoane Erlenmeyer de 125 ml şi analizate imediat. Dacă se impune păstrarea probelor, acestea vor fi congelate la –20°C. Păstrarea se va face numai în recipiente de sticlă cu dopul strâns înşurubat (de preferat cu căptuşeală interioară de teflon). În cazul unor concentraţii ridicate de fitoplancton probele trebuiesc filtrate înaintea analizei.

E. Reactivi

1. *Clorură de amoniu, soluţie stoc*: 125 g clorură de amoniu de puritate analitică se dizolvă în 500 ml de apă distilată şi se păstrează în vase de sticlă sau de plastic.

2. *Clorură de amoniu, soluţie de lucru*: 50 ml soluţie stoc de clorură de amoniu se diluează cu 2000 ml de apă distilată. Soluţia se păstrează în vase de sticlă sau de plastic.

3. *Umplutură de cadmiu-cupru*: Coloana reducătoare necesită o umplutură de cadmiu de o anumită granulaţie. Aceasta poate fi procurată din comerţ (de ex. Merck) sau confecţionată din cadmiu metalic prin umplerea metalului cu rumeguş de lemn. Umplutura trebuie să treacă prin sita cu ochiurile de 2 mm, dar să fie reţinută de sita cu ochiurile de 0,5 mm. Se agită aproximativ 100 g de umplutură (cantitate suficientă pentru 2 coloane) cu 500 ml de soluţie 2% de sulfat de cupru ($CuSO_4 \cdot 5H_2O$) până când culoarea albastră a soluţiei dispare. Se introduce un tampon mic din filamente fine de cupru pe fundul coloanei de reducere şi se umple coloana cu soluţie diluată de clorură de amoniu. Se adaugă apoi umplutura de cadmiu-cupru astfel încât să formeze o coloană înaltă de aproximativ 30 cm. Trebuie avut grijă ca umplutura să fie tot timpul acoperită de soluţia diluată de clorură de amoniu sau de apa marină. Se spală complet coloana cu soluţie diluată de clorură de amoniu şi se ajustează debitul de curgere astfel încât să se adune aproximativ 100 ml în 8-12 minute. Dacă rata de curgere este mai mică decât aceste valori, coloana trebuie reumplută. Vârful coloanei se astupă cu un alt tampon mic din filamente fine de cupru.

Umplutura de cadmiu-cupru poate fi reactivată după o utilizare îndelungată prin scoaterea ei din coloană, spălarea cu acid clorhidric

5% v/v şi apoi spălarea cu apă distilată până când *p*H-ul soluției decantate va fi mai mare de 5. După aceasta umplutura se reactivează cu sulfat de cupru folosind procedura de mai sus.

4. *Sulfanilamidă, soluție 1%*: 5 g sulfanilamidă cristalizată (sulfanilamidă albă), NH_2-C_6H_4-SO_2-NH_2, se dizolvă într-un amestec de 50 ml acid clorhidric concentrat (d = 1,19) şi aproximativ 300 ml apă bidistilată. După dizolvare se completează volumul până la 500 ml cu apă distilată. Soluția este stabilă mai multe luni.

5. *N-(1-naftil)-etilendiamină dihidroclorică, soluție*: 0,5 g N-(1-naftil)-etilendiamină dihidroclorică, $C_{10}H_7$-NH-CH_2-CH_2-NH_2·2HCl, se dizolvă în 500 ml apă distilată. Se păstrează în sticlă brună la rece maximum o lună sau până ce s-a colorat în brun puternic.

F. Modul de lucru

1. În flaconul Erlenmeyer cu proba de apă se adaugă 2 ml de soluție concentrată de clorură de amoniu. Se amestecă soluția şi se toarnă aproximativ 5 ml peste vârful coloanei reducătoare şi se lasă să treacă prin aceasta.

2. Se toarnă şi restul probei peste coloană şi se aşază flaconul Erlenmeyer sub tubul de colectare (fig. 2.6). Se colectează aproximativ 40 ml şi se aruncă; se colectează următorii 50 ml într-un cilindru gradat şi se toarnă în flaconul Erlenmeyer care conținea proba inițială. Se lasă coloana să se videze înainte de a adăuga restul de 5 ml de probă (punctul 1).

3. Peste cei 50 ml de probă se adaugă cu ajutorul unei pipete 1 ml soluție de sulfanilamidă 1%, se amestecă şi se lasă să reacționeze timp de 2-8 minute.

4. Se adaugă 1 ml soluție de N-(1-naftil)-etilendiamină, se amestecă din nou şi se lasă în repaus 20-30 minute pentru dezvoltarea culorii.

5. Soluția rezultată se transferă în cuva spectrofotometrului cu parcursul optic de 1 cm şi se măsoară extincția la lungimea de undă de 543 nm prin comparare cu o cuvă de referință care conține apă distilată (Observația b).

6. Valoarea obținută se raportează la scara de etalonare care se întocmește conform tabelului 2.15.

Tabelul 2.15. Scara de etalonare pentru determinarea nitraților

Soluția etalon de lucru (ml)	0	0,5	1,0	2,0	3,0	4,0	5,0	10,0	20,0
Apă distilată (ml)	50,0	49,5	49,0	48,0	47,0	46,0	45,0	40,0	30,0
Sulfanilamidă (ml)*	1	1	1	1	1	1	1	1	1
N-(1-naftil)-etilendiamină (ml)	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Conc., în mg NO_3^-/l	0	0,01	0,02	0,04	0,06	0,08	0,10	0,20	0,40

* După adăugarea sulfanilamidei se lasă un minut să reacționeze

Se lasă să reacționeze 20-30 minute apoi se citește extincția în aceleași condiții ca și proba. Cu valorile obținute se trasează curba de etalonare inserând pe abscisă concentrația în mg NO_3^-/l de apă marină și pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație. Curba etalon trebuie să fie dreaptă pentru întreaga gamă a concentrațiilor de nitrați în apa marină și să treacă prin punctul de origine.

G. Calcul (Observația c)

$$\text{mg } NO_3^-/l = \frac{E \cdot 50}{V} - 0{,}95C \qquad (3.52)$$

unde: E – concentrația în mg NO_3^- citită pe curba de etalonare;

V – volumul de apă marină de analizat luat în lucru, exprimat în ml;

C – concentrația nitriților în probă în mg NO_2^-/l conform Metodei 2.9.2. (Observația d).

H. Observații

(a) Dimensiunile coloanei pot fi reduse proporțional, ceea ce va permite utilizarea unor probe de apă mai mici. Dimensiunile mai mici sunt indicate în fig. 2.6 între paranteze.

(b) Pentru valori ale extincției >1,0 sau <0,1 se va folosi o cuvă cu parcursul optic potrivit (adică de 0,5 sau, respectiv, 10 cm).

(c) Rezultatele se pot exprima și în μg-at NO_3^-–N/l, ținând cont de faptul că 1 μg-at NO_3^-–N/l = 14,008 μg NO_3^-/l sau 1 μg NO_3^-/l = 0,07138 μg-at NO_3^-–N/l.

(d) În majoritatea probelor de apă marină nivelul nitriților este nesemnificativ și corecția poate fi ignorată. Totuși, în anumite cazuri, în special atunci când probele provin de la adâncimi mari, se impune efectuarea corecției. Factorul de 0,95 permite o aproximare de 5% a pierderilor de nitriți în coloana reducătoare comparativ cu determinarea directă descrisă la Metoda 2.9.2.

2.9.2. Determinarea nitriților

A. Generalități

Nitriții sunt produșii intermediari ai oxidării amoniacului de către bacteriile nitrificatoare (nitrificante). Ei pot rezulta și din reducerea nitraților de către bacteriile anaerobe. În plus, nitriții pot proveni în apa marină prin excreția lor de către fitoplancton în cazul în care concentrații ridicate de nitrați și fosfați determină apariția fenomenului de „înflorire" a apei. Nitriții sunt substanțe instabile care se oxidează formând nitrați sau se reduc formând amoniacul.

În mod obișnuit concentrația nitriților în apa marină este scăzută (<0,0015 mg NO_2^-/l), dar în zonele de tranziție de la condiții oxice la cele anoxice (ca de pildă în Marea Neagră între 180-200 m adâncime) pot apărea pături subțiri de apă în care concentrația nitriților este mare (>0,03 mg NO_2^-/l), asociate unor concentrații reduse ale oxigenului dizolvat (<0,2 mg O_2/l). În zonele de upwelling valorile ridicate ale concentrației nitriților (0,02-0,03 mg NO_2^-/l) indică o activitate intensă a producătorilor primari (Grasshof *et al.*, 1983). Valorile ridicate ale concentrației de nitriți în apa marină pot indica, de asemenea, existența unor poluări cu ape menajere reziduale.

B. Principiul metodei

Nitriții din apa marină reacționează cu sulfanilamida în mediu acid. Compusul diazoniu rezultat se combină cu N-(1-naftil)-etilendiamina dihidroclorică, formând un compus puternic colorat în

roşu. Extincţia soluţiei rezultate se măsoară spectrofotometric la 543 nm.

C. Materiale necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 125 ml.
2. Cilindru gradat de 50 ml.
3. Pipete gradate de 1 ml.
4. Spectrofotometru cu cuve cu parcursul optic de 5 cm (sau cuve de 1 cm în cazul concentraţiilor mari).

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Înainte de utilizare sticlăria se clăteşte cu apa de analizat; se măsoară 50 ml de apă marină de analizat cu ajutorul unui cilindru gradat (sau o alicotă dacă apa conţine peste 0,5 mg NO_2^-/l şi se diluează cu apă distilată până la un volum de 50 ml) şi se introduc într-un flacon Erlenmeyer de 125 ml. Deoarece în majoritatea cazurilor concentraţiile importante de nitriţi sunt asociate unei activităţi bacteriene intense, analiza nitriţilor se efectuează în cel mult câteva ore, preferabil imediat, după prelevare. Dacă se impune păstrarea probelor mai multe zile, acestea vor fi congelate la –20°C. Păstrarea se face în flacoane de sticlă închise ermetic.

E. Reactivi

1. *Sulfanilamidă, soluţie 1%*: (vezi Determinarea nitraţilor, Metoda 2.9.1).
2. *N-(1-naftil)-etilendiamină hidroclorică, soluţie*: (vezi Determinarea nitraţilor, Metoda 2.9.1).
3. *Etalon pentru nitriţi, soluţie stoc*: nitritul de sodiu ($NaNO_2$) anhidru, de puritate analitică, se usucă în prealabil la 105°C timp de 1 oră, se cântăresc 1,5 g şi se dizolvă într-un balon cotat de 1000 ml cu apă distilată. După dizolvare se completează volumul până la semn cu apă distilată. Se păstrează în sticle de culoare brună în care s-a adăugat 1 ml de cloroform cu rol de conservant. Soluţia este stabilă timp de câteva luni. 1 ml din această soluţie conţine 1 mg NO_2^-.

4. *Soluția etalon de lucru*: din soluția etalon stoc se ia 1 ml, se introduce într-un balon cotat de 1000 ml și se completează până la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluție conține 0,001 mg NO_2^-/l. Soluția etalon de lucru se folosește în aceeași zi.

F. Modul de lucru

1. În fiecare probă de 50 ml se adaugă 1 ml soluție de sulfanilamidă 1%, se amestecă și se lasă să reacționeze timp de 2-8 minute.

2. Se adaugă apoi 1 ml de soluție de N-(1-naftil)-etilendiamină, se amestecă din nou și se lasă în repaus 20-30 minute pentru dezvoltarea culorii.

3. Soluția rezultată se transferă în cuva spectrofotometrului cu parcursul optic de 1 cm și se măsoară extincția la lungimea de undă de 543 nm.

4. Valoarea obținută se raportează la scara de etalonare care se întocmește conform tabelului 2.16.

Tabelul 2.16. Scara de etalonare pentru determinarea nitriților

Soluția etalon de lucru (ml)	0	0,5	1,0	2,0	3,0	4,0	5,0	10,	20,0
Apă distilată (ml)	50,0	49,5	49,0	48,0	47,0	46,0	45,0	40,0	30,0
Sulfanilamidă (ml)*	1	1	1	1	1	1	1	1	1
N-(1-naftil)-etilendiamină (ml)	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Conc., în mg NO_2^-/l	0	0,01	0,02	0,04	0,06	0,08	0,10	0,20	0,40

* După adăugarea sulfanilamidei se lasă un minut să reacționeze

Se lasă să reacționeze 20-30 minute apoi se citește extincția în aceleași condiții ca și proba. Cu valorile obținute se trasează curba de etalonare inserând pe abscisă concentrația în mg NO_2^-/l de apă marină și pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație.

G. Calcul (Observația a)

$$\text{mg } NO_2^-/l = \frac{C \cdot 50}{V} \qquad (3.53)$$

BCU IAȘI / CLUJ UNIVERSITY LIBRARY

unde: C – concentrația în mg NO_2^- citită pe curba de etalonare;
V – volumul de apă marină de analizat luat în lucru, exprimat în ml.

H. Observații

(a) Rezultatele se pot exprima și în μg-at NO_2^-–N/l, ținând cont de faptul că 1 μg-at NO_2^-–N/l = 14,008 μg NO_2^-/l sau 1 μg NO_2^-/l = 0,07138 μg-at NO_2^-–N/l.

2.9.3. Determinarea amoniacului

A. Generalități

Amoniacul rezultă în apa marină din activitatea metabolică a organismelor vii (uree, acid uric, săruri amoniacale) sau în urma descompunerii anaerobe a compușilor organici ce conțin azot (proteine, aminoacizi, peptide). El reprezintă primul stadiu de descompunere a substanțelor proteice și de aceea indică o poluare recentă, de ordinul orelor sau zilelor. Amoniacul (NH_3) este un gaz toxic pentru pești și alte organisme marine, chiar și în cantități foarte mici. Amoniacul este utilizat de către bacterioplancton, care îl oxidează, sau de către diatomee, care îl transformă în nitrați. Amoniacul disociază în apă, dând naștere ionilor de amoniu inofensivi, după relația:

$$NH_3 + H_2O \leftrightarrow NH_4^+ + OH^- \qquad (3.54)$$

Creșterea valorii *p*H-ului duce la creșterea cantității de amoniac liber, în timp ce scăderea valorii *p*H-ului determină creșterea cantității ionilor de amoniu. Deoarece cuplul acid-bază, NH_4^+–NH_3, are pK_a în jurul valorii de 9,3, în apele naturale cu un *p*H<8,2 predomină ionul amoniu.

În apele marine oxigenate și nepoluate concentrația de NH_4^+ rareori depășește 70 μg NH_4^+/l, dar în apele stagnante anoxice adânci, ca de exemplu în Marea Neagră, cantitatea de amoniac-amoniu poate ajunge la 1,4 mg NH_4^+/l. Concentrația de amoniu prezintă variații mari

și se poate modifica brusc. Acesta este adesea forma dominantă a azotului anorganic în apele de suprafață după perioade marcate de înfloriri ale apelor, când fitoplanctonul a extras din apă cea mai mare parte a nitraților și fosfaților. În procesul de asimilație de către fitoplancton, amoniul este utilizat cu precădere pentru sinteza proteinelor.

B. Principiul metodei

Amoniacul formează cu o soluție alcalină de reactiv Nessler un complex colorat în galben de iodură de oximercur-amoniu care se poate doza colorimetric:

$$NH_3 + 2K_2[HgI_4] + 3KOH \rightarrow Hg_2ONH_2I + 7KI + 2H_2O \quad (3.55)$$

C. Materiale necesare

1. Eprubete de 15-20 ml capacitate.
2. Cilindru gradat de 100 ml cu dop.
3. Tuburi colorimetrice de 50 ml.
4. Spectrofotometru folosind cuve cu parcursul optic de 1 cm.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Prelevarea și păstrarea probelor se face în mod asemănător celorlalte substanțe biogene. Totuși, analiza amoniacului trebuie efectuată pe cât posibil mai repede, de preferat în primele 1-2 ore de la eșantionare. Dacă se impune o păstrare mai îndelungată, probele trebuiesc păstrate la congelator la o temperatură sub –20°C imediat după prelevare. Păstrarea se va face în flacoane de sticlă închise ermetic.

E. Reactivi

1. *Reactiv Nessler*: 50 g KI se dizolvă în 50 ml apă distilată caldă. În această soluție se adaugă sub continuă agitare soluția saturată de clorură mercurică (25 g $HgCl_2$ în 50 ml apă distilată caldă), până ce precipitatul de iodură mercurică care se formează nu se mai dizolvă. Se

adaugă apoi circa 200 ml apă distilată şi se lasă în repaus peste noapte. Lichidul supernatant se separă într-un cilindru gradat de 1000 ml peste care se adaugă o soluţie de KOH (150 g KOH dizolvaţi în 300 ml apă distilată) şi apoi se completează volumul până la 1000 ml cu apă distilată. Se adaugă încă 5 ml clorură mercurică şi se lasă în repaus 24 ore. Se decantează supernatantul într-o sticlă brună cu dop de cauciuc şi se păstrează la întuneric.

2. *Amestec alcalin*: 10 g carbonat de sodiu şi 10 g hidroxid de sodiu se dizolvă în câţiva ml de apă distilată într-un cilindru gradat de 100 ml şi se completează la semn cu apă distilată.

3. *Etalon pentru amoniac, soluţie stoc*: clorura de amoniu anhidră, NH_4Cl, de puritate analitică se usucă în prealabil la 100°C, din care se cântăresc 2,972 g şi se dizolvă într-un balon cotat de 1000 ml cu câţiva ml de apă distilată. După dizolvare volumul se completează cu apă distilată până la semn. 1 ml din această soluţie conţine 1 mg NH_4^+.

4. *Soluţia etalon de lucru*: din soluţia etalon stoc se ia 1 ml, se introduce într-un balon cotat de 100 ml şi se completează până la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluţie corespunde la 0,01 mg NH_4^+/l.

5. *Sare Seignette (tartrat dublu de sodiu şi potasiu), soluţie*: 392 g sare Seignette ($NaKC_4H_4O_6 \cdot 4\ H_2O$) se dizolvă prin agitare în 784 ml soluţie NaOH 20%; se omogenizează bine şi după 2 ore se poate folosi fără a se agita flaconul în care se păstrează.

F. Modul de lucru

1. Pentru determinarea calitativă, se iau într-o eprubetă 10 ml apă marină de analizat şi se adaugă 2-3 picături de reactiv Nessler. Apariţia unei colorаţii galbene indică prezenţa amoniacului. Dacă amoniacul este prezent se trece la determinarea cantitativă.

2. Se introduc 100 ml de apă marină de analizat într-un cilindru cu dop şi se adaugă 1 ml amestec alcalin şi se agită. Se lasă 12 ore la rece.

3. Se iau din supernatant 50 ml într-un tub colorimetric, se adaugă 2 ml sare Seignette şi 2 ml reactiv Nessler, se agită şi se lasă în repaus 10 minute.

4. Intensitatea culorii se citeşte la spectrofotometru la lungimea de undă de 425 nm în cuva cu parcursul optic de 1 cm.

G. Calcul (Observația a)

Valoarea extincției probei se interpolează pe curba de etalonare care se întocmește conform tabelului 2.17.

Tabelul 2.17. Scara de etalonare pentru determinarea amoniacului

Soluția etalon de lucru (ml)	0	0,25	0,5	1,0	2,0	3,0	4,0	5,0
Apă distilată (ml)	50,0	49,75	49,5	49,0	48,0	47,0	46,0	45,0
Sare Seignette (ml)*	2	2	2	2	2	2	2	2
Reactiv Nessler (ml)	2	2	2	2	2	2	2	2
Conc., în mg NH_4^+/l	0	0,05	0,1	0,2	0,4	0,6	0,8	1,0

Se lasă 20 minute să se dezvolte culoarea, apoi se citește la spectrofotometru extincția în aceleași condiții ca și proba. Cu valorile obținute se trasează curba de etalonare inserând pe abscisă concentrația în mg NH_4^+/l de apă marină și pe ordonată extincția pentru fiecare concentrație.

H. Observații

(a) Rezultatele se pot exprima și în μg-at NH_2^-–N/l, ținând cont de faptul că 1 μg-at NH_2^-–N/l = 14,008 μg NH_4^+/l sau 1 μg NH_4^+/l = 0,07138 μg-at NO_2^-–N/l.

2.9.4. Determinarea fosfaților

A. Generalități

Fosfații se numără printre cele mai importante substanțe nutritive. Fosfații provin în apa marină în urma levigării acestor săruri din rocile bogate în astfel de compuși (de exemplu, depozitele de guano). În ultima vreme o mare cantitate de fosfați ajunge în apa marină ca urmare a poluării cu ape reziduale industriale, cu pesticide, îngrășăminte minerale și detergenți. Concentrația medie de fosfor din apele marine a fost estimată la 70 μg PO_4^{3-}/l, deși în zona eufotică cantitatea acestuia este mult mai redusă. În aceste pături superioare fosfații sunt utilizați de către fitoplancton pentru sinteza compușilor organici și transferați de-a lungul lanțurilor trofice marine. După moartea și descompunerea

organismelor o parte din fosfor este din nou eliberat în apă. Acest proces de asimilaţie şi eliberare a fosforului, împreună cu deplasarea maselor de apă, determină ample variaţii sezoniere ale distribuţiei acestui element. Prin rolul pe care îl au în dezvoltarea fitoplanctonului fosfaţii favorizează fenomenul de eutrofizare a apelor. În mod obişnuit concentraţia fosfaţilor în apa marină este cuprinsă între 0,1 şi 225 μg PO_4^{3-}/l (Grasshoff *et al.*, 1983).

Fosforul anorganic este prezent în apa marină sub forma ionilor acidului ortofosforic (H_3PO_4), din care aproximativ 10% sunt ioni PO_4^3, iar restul ioni HPO_4^{2-}. În apele estuariene şi costiere poluate cu detergenţi pot fi prezenţi şi compuşi ai acizilor difosforic ($H_4P_2O_7$) şi polifosforic (cu catene –P–O–P–). Fosforul organic este reprezentat în apele marine de suprafaţă sub forma unor produşi ai degradării şi excreţiei organismelor vii, cum ar fi fosfolipidele, fosfonucleotidele şi derivaţii lor.

B. Principiul metodei

Fosfaţii din proba de apă reacţionează cu molibdatul de amoniu formând fosfomolibdatul de amoniu. În prezenţa unui reducător complexul rezultat se colorează în albastru, iar intensitatea culorii se măsoară spectrofotometric la 640 nm.

C. Materiale necesare

1. Recipiente de sticlă sau de polietilenă de 130 ml cu dop înşurubat.
2. Tuburi colorimetrice de 50 ml.
3. Capsule de porţelan.
4. Pipete gradate de 1 ml.
5. Spectrofotometru capabil să facă citiri în domeniul albastru (cca 640 nm) folosind cuve cu parcursul optic de 1 cm.

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Vasele de sticlă sau de polietilenă de 130 ml trebuie umplute complet cu proba de apă după ce au fost clătite de două ori cu apa de analizat. Pe cât posibil probele pentru fosfaţi trebuie analizate cât mai repede după prelevare, de preferat în primele 30 minute după colectare,

dar nu mai târziu de 2 ore. În acest interval probele trebuie ținute într-un loc răcoros și întunecat, luând toate precauțiile pentru a evita încălzirea lor până la temperatura camerei înainte de începerea analizei. În cazul în care analiza nu se poate efectua în mai puțin de o oră de la prelevare, probele filtrate în prealabil pot fi păstrate timp de mai multe luni în recipiente de sticlă cu dop înșurubat căptușite cu teflon, într-un loc întunecos, la –20°C.

E. Reactivi

1. *Soluție de molibdat de amoniu*: 5 g heptamolibdat de amoniu, $(NH_4)_6Mo_7O_{24}\cdot 4H_2O$, de puritate analitică, se dizolvă în câțiva ml de apă distilată într-un balon cotat de 100 ml, se adaugă 3 ml H_2SO_4 concentrat și se completează la semn cu apă distilată. Se păstrează în recipiente de plastic în loc ferit de acțiunea directă a razelor solare. Soluția este stabilă un timp nelimitat.

2. *Acid azotic concentrat.*

3 *Acid sulfuric concentrat* ($d = 1,82$).

4 *Etalon pentru fosfați, soluție stoc*: 1,432 g fosfat monopotasic, KH_2PO_4, de puritate analitică, se dizolvă în câțiva ml de apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml, se completează apoi la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluție conține 1 mg PO_4^{3-}/l. Soluția etalon stoc poate fi păstrată în recipiente de sticlă brună mai multe luni.

5. *Soluția etalon de lucru*: din soluția etalon stoc se ia 1 ml, se introduce într-un balon cotat de 100 ml și se completează până la semn cu apă distilată. 1 ml din această soluție corespunde unei concentrații de 0,01 mg PO_4^{3-}/l. Soluția etalon de lucru se folosește în aceeași zi.

6. *Soluția reducătoare*: 0,1 g acid 1-amino-2-naftol-4-sulfonic, 0,6 g sulfit de sodiu anhidru și 6 g metabisulfit de sodiu se dizolvă în apă într-un balon cotat de 50 ml și se completează la semn cu apă distilată. Se păstrează la rece și întuneric timp de maximum 5 luni.

F. Modul de lucru

1. Îndepărtarea siliciului din apă: se iau 50 ml de apă marină de analizat, se evaporă la sec pe baia de apă, iar reziduul se antrenează cu 0,5 ml acid azotic concentrat și se evaporă din nou.

BCU "M. EMINESCU" IAȘI

2. Se adaugă 20 ml apă distilată şi se filtrează în altă capsulă, spălând de câteva ori capsula în care s-a evaporat şi filtrul cu apă distilată. Filtratul se evaporă din nou pe baia de apă în prezenţa a 5-6 picături de acid azotic concentrat. Reziduul se antrenează cu circa 20 ml apă distilată în care s-au adăugat 5-6 picături de acid sulfuric concentrat.

3. Se filtrează într-un tub colorimetric de 50 ml, spălând capsula şi filtrul cu apă distilată, şi se completează la semn cu apă distilată. Se adaugă 3,5 ml molibdat de amoniu şi 1,5 ml soluţie reducătoare şi se lasă în repaus 5 minute, pentru apariţia culorii.

4. Se citeşte extincţia la spectrofotometru la lungimea de undă de 640 nm în cuva cu parcursul optic de 1 cm.

G. Calcul (Observaţia a)

Valoarea extincţiei probei se raportează la curba de etalonare care se întocmeşte conform tabelului 2.18.

După fiecare adăugare de reactiv tuburile se agită, apoi se lasă în repaus 5 minute, după care se citeşte extincţia la spectrofotometru în aceleaşi condiţii ca şi proba. Cu valorile obţinute se trasează curba de etalonare, inserând pe abscisă concentraţia în mg PO_4^{3-}/l de apă marină şi pe ordonată extincţia pentru fiecare concentraţie.

Tabelul 2.18. Scara de etalonare pentru determinarea fosfaţilor

Soluţia etalon de lucru (ml)	0	0,25	0,5	1,0	1,5	2,0	2,5	5,0	10,0	25,0
Apă distilată (ml)	50,0	49,75	49,5	49,0	48,5	48,0	47,5	45,0	40,0	25,0
Soluţie molibdat (ml)	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5	3,5
Soluţie reducătoare (ml)	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5	1,5
Conc., în mg PO_4^{3-}/l	0	0,05	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	1,0	2,0	5,0

H. Observaţii

(a) Rezultatele se pot exprima şi în µg-at PO_4^{3-}–P/l, ţinând cont de faptul că 1 µg-at PO_4^{3-}–P/l = 30,975 µg PO_4^{3-}/l sau 1 µg PO_4^{3-}/l = 0,03228 µg-at PO_4^{3-}–P/l.

2.10. Determinarea materiilor organice dizolvate

A. Generalități

Apele marine conțin substanțe organice provenite de la organismele vii sau de la cele moarte. Creșterea bruscă a cantității de substanțe organice în apă este un indiciu de poluare al acesteia. Prezența substanțelor organice în apa marină favorizează persistența timp îndelungat a germenilor, inclusiv a celor patogeni. Apele marine conțin în general 3-4 mg/l substanțe organice dizolvate. În timpul verii, mai ales după "înflorirea" apelor, cantitatea de materii organice dizolvate poate crește până la 60-120 mg/l exprimate în $KMnO_4$.

B. Principiul metodei

Substanțele organice dizolvate în apa marină sunt oxidate la cald cu permanganat de potasiu în mediu alcalin. Permanganatul rămas în exces se determină cu acid oxalic:

$$2KMnO_4 + 5C_2O_4H_2 + 3H_2SO_4 \rightarrow 2MnSO_4 + K_2SO_4 + 10CO_2 + 8H_2O \quad (3.56)$$

C. Materiale necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 300 ml.
2. Pipete gradate de 1 ml și 10 ml.
3. Biurete.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Pentru prelevarea și păstrarea probelor folosite la determinarea substanțelor organice dizolvate se va folosi numai sticlărie curată, spălată în prealabil cu acid sulfuric și clătită cu apă distilată pentru a elimina filmul bacterian de pe pereții vaselor. Este de preferat ca analiza să se efectueze imediat după prelevare. În caz contrar probele se vor păstra la întuneric la o temperatură de –20°C. Conservarea probelor se poate face prin adăugarea a 2 ml H_2SO_4 1:3 pentru 1 litru de apă (înainte de analiză proba de apă se neutralizează).

E. Reactivi

1. *Permanganat de potasiu 0,01 N*: 0,316 g $KMnO_4$ fin mojarat se dizolvă în câțiva ml de apă distilată, într-un balon cotat de 1000 ml, și se completează la semn cu apă distilată; factorul soluției de permanganat se verifică înaintea fiecărei determinări (Observația a).

2. *Acid oxalic 0,01 N*: 0,6303 g $(COOH)_2 \cdot 2H_2O$ se dizolvă în câțiva ml de apă distilată, într-un balon cotat de 1000 ml. Se adaugă 5 ml de acid sulfuric 1:3, neutru la permanganat, și se completează cu apă distilată, până la semn.

3. *Acid sulfuric 1:3, neutru la permanganat*: 100 ml acid sulfuric concentrat (d = 1,82) se toarnă, cu mare atenție și agitând continuu, peste 300 ml apă distilată; în soluția încălzită prin formarea amestecului se adaugă cu picătura o soluție de $KMnO_4$ 0,1N până la apariția culorii slab roz.

4. *Hidroxid de sodiu 30% v/v.*

F. Mod de lucru

1. Se iau 100 ml de apă de analizat și se introduc într-un flacon Erlenmeyer (Observația b), peste care se adaugă 0,5 ml hidroxid de sodiu 30% și 10 ml permanganat de potasiu.

2. Se fierbe timp de 10 minute direct pe sită. Se lasă apoi să se răcească la aproximativ 70°C și se adaugă 5 ml acid sulfuric 1:3 și 10 ml acid oxalic 0,01 N.

3. Se titrează cu permanganat de potasiu până ce lichidul incolor a căpătat o tentă slab-roz.

G. Calcul (Observația c)

$$mg\ KMnO_4/l = \frac{[(V + V_1) - V_2] \cdot 0{,}316}{V_3} \cdot 1000 \qquad (3.57)$$

unde: V – cantitatea de ml de permanganat de potasiu adăugat inițial în probă;

V_1 – ml de permanganat de potasiu 0,01 N folosiţi în titrarea probei;

V_2 – ml de acid oxalic adăugaţi în probă pentru decolorare;

0,316 – echivalentul în mg permanganat de potasiu al unui ml de soluţie de $KMnO_4$ 0,01 N;

V_3 – cantitatea de apă de analizat, luată în lucru, în ml.

H. Observaţii

(a) Factorul soluţiei de permanganat 0,01 N se stabileşte faţă de soluţia de acid oxalic 0,01N.

(b) Vasele în care se face determinarea trebuie pregătite în felul următor. După ce au fost bine spălate, cu amestec sulfo-cromic şi detergent, apoi clătite cu apă de robinet şi apă distilată, se introduc în vase 50 ml apă distilată, 5 ml acid sulfuric 1:3, 10 ml permanganat de potasiu şi 2-3 bucăţi de piatră ponce. Se fierb 10 minute apoi se aruncă conţinutul. Se mai clătesc de două ori cu apă bidistilată, se acoperă cu un manşon de hârtie şi se folosesc numai pentru determinarea substanţelor organice.

(c) Pentru a exprima rezultatul de mai sus în miligrame consum chimic de oxigen la litru, rezultatul se înmulţeşte cu 0,253.

2.11. Prepararea apei marine artificiale

A. Generalităţi

Cercetările privind compoziţia chimică a apei marine au făcut posibilă prepararea unor soluţii saline cu proprietăţi fizice şi chimice asemănătoare celor ale apei marine naturale. Asemenea soluţii sunt utilizate cu succes în condiţii de laborator pentru cultivarea algelor marine, în experienţe de fiziologie şi pentru menţinerea unor organisme marine în acvarii. Există numeroase reţete pentru prepararea apei marine artificiale, dintre care mai jos o prezentăm pe cea elaborată de Pora şi Oros (1974).

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

B. Compoziție

Tabelul 2.19. Rețeta pentru soluția de apă marină artificială cu o salinitate S = 36,45 ‰ (după Pora & Oros, 1974)

Sarea	g/l
Soluția I	
NaCl	28,00
$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	3,50
$MgCl_2 \cdot 6H_2O$	2,70
KCl	0,77
KBr	0,07
Soluția II	
$CaCl_2 \cdot 2H_2O$	1,25
Soluția III	
$NaHCO_3$	0,16

C. Modul de lucru

1. Se cântăresc la balanță sărurile constituente (p.a.) conform tabelului 2.19.

2. Sărurile soluției I se dizolvă în aproximativ 500 ml apă distilată, iar cele ale soluției II și III în câte 200 ml.

3. Se amestecă soluțiile I și II și se agită bine (Observația a).

4. La soluția rezultată se adaugă soluția III și se agită din nou.

5. Soluția rezultată se trece într-un balon cotat de 1000 ml și se aduce la semn cu apă distilată (Observațiile b și c).

5. Se verifică *p*H-ul, care trebuie să fie ușor peste 8.

D. Observații

(a) Amestecul soluțiilor între ele se face cu picătura, sub agitare continuă, pentru a evita precipitarea sărurilor.

(b) Pentru a realiza o concentrație finală asemănătoare celei din Marea Neagră, soluția obținută se diluează în proporție de 1:1 cu apă distilată.

(c) Diluția se poate face și cu apă de canal, având de asemenea grijă să nu se producă precipitarea sărurilor.

BCU "ION IONESCU DE LA BRAD" UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 3

ANALIZA SEDIMENTELOR

3.1. Analiza granulometrică

A. Generalități

Compoziția granulometrică a sedimentelor este influențată de numeroşi factori de mediu (de exemplu, de gradul de expunere la valuri sau curenți, de natura şi cantitatea materiilor în suspensie etc.) şi la rândul ei determină o serie de caracteristici ale sedimentului, cum ar fi porozitatea, permeabilitatea, difuzia oxigenului şi existența gradienților de salinitate. De asemenea, dimensiunile particulelor sedimentare influențează capacitatea de populare a sedimentelor de către unele organisme, în special meiofaună.

Analiza granulometrică constă în studiul mărimii sau calibrului particulelor care intră în alcătuirea sedimentelor şi al frecvenței granulelor cu anumite dimensiuni. Considerând că granulele de nisip au o formă mai mult sau mai puțin sferică, dimensiunea particulelor este definită prin diametrul lor. Deoarece sedimentele naturale conțin particule care se situează pe o scară continuă de dimensiuni, pentru a caracteriza distribuția frecvenței particulelor cu anumite dimensiuni, este necesar să încadreze distribuția continuă a categoriilor dimensionale ale sedimentelor într-o serie de intervale discrete sau clase de mărimi. În acest scop, cel mai utilizat sistem de clasificare este cel al lui Udden/Wentworth (Tabelul 3.1), care îmbină intervalele dimensionale cu categoriile nominale (de exemplu, nisip fin, nisip grosier, mâl etc.).

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Tabelul 3.1. Scara granulometrică Udden/Wentworth bazată pe clase de mărime 2× şi valorile corespunzătoare ale lui φ

Tip de sediment	*Subtip*	*θ (mm)*	*φ (phi)*
Pietriş	Bolovăniş	256	–8,0
		128	–7,0
		64	–6,0
	Pietriş	32	–5,0
		16	–4,0
		8	–3,0
	Prundiş	4	–2,0
Nisip	Nisip foarte grosier	2	–1,0
	Nisip grosier	1	0
	Nisip mediu	0,5	1,0
	Nisip fin	0,25	2,0
	Nisip foarte fin	0,125	3,0
Mâl	Mâl grosier	0,062	4,0
		0,031	5,0
	Mâl fin	0,0156	6,0
		0,0078	7,0
Argilă		0,0039	8,0
		<0,0039	>8,0

Această scară este o scară geometrică şi prezintă avantajul de a creşte rezoluţia informaţiei odată cu descreşterea dimensiunii particulelor (de a detalia capătul dinspre sedimentele fine). Transformarea logaritmică a scării Wentworth dă valorile lui phi (φ):

$$\varphi = -\log_2 \theta \qquad (3.1)$$

unde θ reprezintă diametrul particulelor în mm.

Utilizarea mărimii phi (φ) transformă seria geometrică în serie aritmetică şi prezintă avantaje în reprezentarea grafică a rezultatelor.

Analiza granulometrică este uşor de realizat şi nu necesită un echipament costisitor, iar rezultatele sunt uşor de comparat.

B. Principiul metodei

Nisipurile curate, care au o proporţie de mâl mai mică de 5% şi un conţinut neglijabil de materie organică, sunt analizate în stare uscată prin cernerea lor printr-o serie de site cu ochiurile bine stabilite. Fracţiunile de sediment reţinute pe fiecare sită, exprimate ca procente

din greutatea totală, sunt transformate într-o serie cumulativă de frecvenţe şi apoi prezentate sub forma unei curbe a frecvenţelor cumulative. Pe baza acestei curbe se deduc indicii care caracterizează mărimea şi distribuţia frecvenţelor categoriilor granulometrice ale sedimentului.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Set de site granulometrice etalonate (ISO 3310-1) cu diametrul ochiurilor de 2 mm, 1 mm, 0,5 mm, 0,25 mm, 0,125 şi 0,062 mm (International Test Sieve Standard R565)(Observaţia a).
2. Balanţă analitică cu o precizie de ±0,01 g.
3. Agitator mecanic.
4. Hârtie milimetrică sau logaritmică.

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Probele de sediment din zona litorală sau de la adâncimi mici pot fi colectate manual cu ajutorul unor tuburi din plastic (carotiere) sau prin excavare. În cazul nisipurilor cuarţoase extragerea unei carote cu un diametru de 5 cm (19,6 cm^2) de la 4 cm adâncime va furniza aproximativ 100 g de sediment uscat. Pentru prelevarea probelor de la adâncimi mai mari se utilizează diferite tipuri de bodengreifere sau carotiere (vezi Metoda 6.3.2, Secţiunea D). Rezultate mult mai bune pot fi obţinute prin folosirea scafandrilor autonomi pentru prelevarea probelor cu ajutorul unor carotiere manuale.

Recipientele cu probele de sediment se vor numerota cu ajutorul unui marker rezistent la apă. Deoarece markerele devin ineficiente atunci când suprafeţele care urmează a fi inscripţionate se umezesc, iar etichetele externe se pot dezlipi prin abraziune în timpul transportării, ca o măsură de precauţie se recomandă introducerea unei etichete suplimentare din hârtie de calc în interiorul recipientului. Datele de identificare a probelor de sediment, precum şi alte informaţii relevante (locul şi data prelevării, starea vremii sau a mării, observaţiile vizuale asupra caracteristicilor sedimentului etc.) se vor înregistra în carnetul de teren.

E. Modul de lucru

1. Proba de sediment se usucă în prealabil în etuvă la 80°C timp de 24 ore (Observația b).

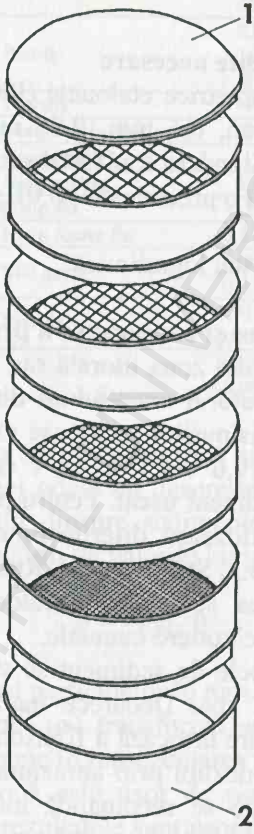


Figura 3.1. Set de site etalonate suprapuse pentru spălarea probelor: 1 – capac; 2 – vas receptor (după Jipa, 1987, din Gomoiu & Skolka, 2001)

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Tabelul 3.2. Estimarea frecvenței cumulative pe baza unei probe ipotetice de sediment cu o greutate de 112,8 g

Dimensiunea ochiurilor sitei (mm)	Scara phi	Greutate uscată (g)	Greutate uscată (%)	% cumulativ mai grosier	% cumulativ mai fin
2,0	−1	2,8	2,5	2,5	100,0
1,0	0	7,1	6,3	8,8	97,5
0,5	+1	10,4	9,2	18,0	91,2
0,25	+2	24,9	22,1	40,1	82,0
0,125	+3	50,7	44,9	85,0	59,9
0,062	+4	15,6	13,8	98,8	15,0
0,031	>+4	1,3	1,2	100,0	1,2

2. Din proba de nisip uscat se ia o cantitate de ~100 g și se cântărește cu exactitate la o balanță analitică.

3. Proba se introduce în sita de sus a unui set de site suprapuse (fig. 3.1), care au dimensiunea ochiurilor descrescătoare de la sita de sus la cea de jos (sub sita de jos se așază un vas receptor, iar sita de sus se acoperă cu un capac) și se cerne timp de 10 minute.

4. Materialul reținut pe fiecare sită și în vasul receptor se cântărește separat la balanța analitică cu o precizie de ±0,01 g.

5. Se stabilește procentul ponderal al fiecărei fracțiuni în raport cu greutatea totală a probei (Tabelul 3.2) și se trasează histograma frecvenței fiecărei clase granulometrice, inserând pe abscisă (axul x) mărimea granulelor de nisip, iar pe ordonată (axul y) frecvența acestora (fig. 3.2).

6. Se calculează frecvența cumulată prin însumarea progresivă a frecvenței unei clase cu frecvențele claselor precedente (Tabelul 3.2) și se trasează curba frecvențelor cumulative, inserând pe abscisă clasa granulometrică, iar pe ordonată procentele cumulative ale greutăților fracțiunilor de sediment (fig. 3.3).

7. Cu ajutorul curbei cumulative se extrag valorile cvartile P_{25}, P_{50}, P_{75} și decilele P_{10} și P_{90} necesare pentru calculul parametrilor statistici. De exemplu, pentru determinarea percentilului P_{50} pe axa frecvențelor se marchează punctul corespunzător unei frecvențe cumulative de 50%, de la care se trasează o linie perpendiculară pe axa frecvențelor până la intersecția cu curba cumulativă. Din punctul de intersecție se trasează o linie paralelă cu axa frecvențelor până la intersecția cu axa

dimensiunilor particulelor. Valoarea de pe axa dimensiunilor reprezintă percentilul P_{50} exprimat în unități metrice.

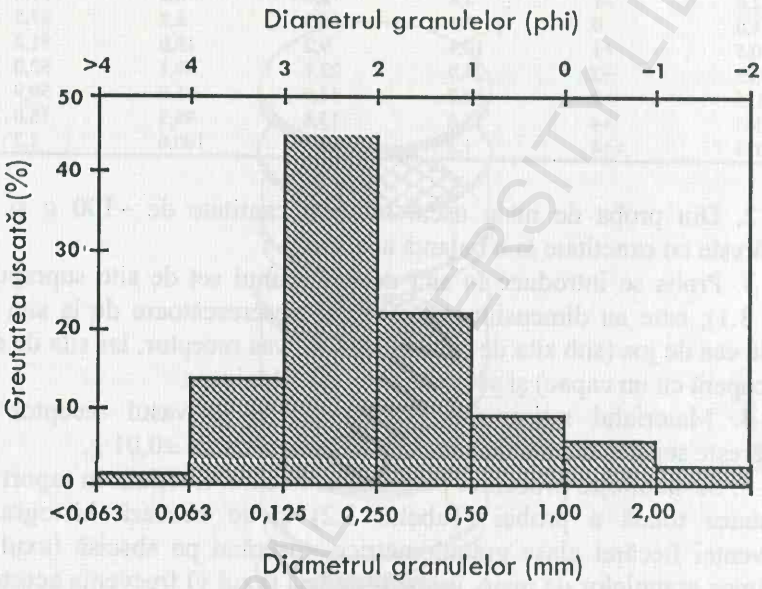


Figura 3.2. Histograma frecvenței diverselor fracțiuni granulometrice a datelor din tabelul 3.2, care utilizează atât valorile diametrului particulelor exprimate atât în mm pe o scară logaritmică, cât și în unități phi

F. Calcul (Observația c)

Parametrii descriptivi pentru caracterizarea distribuției frecvențelor diferitor clase granulometrice se situează în următoarele categorii (Folk & Ward, 1957):

– măsuri ale tendinței centrale (mediana, media și modul);

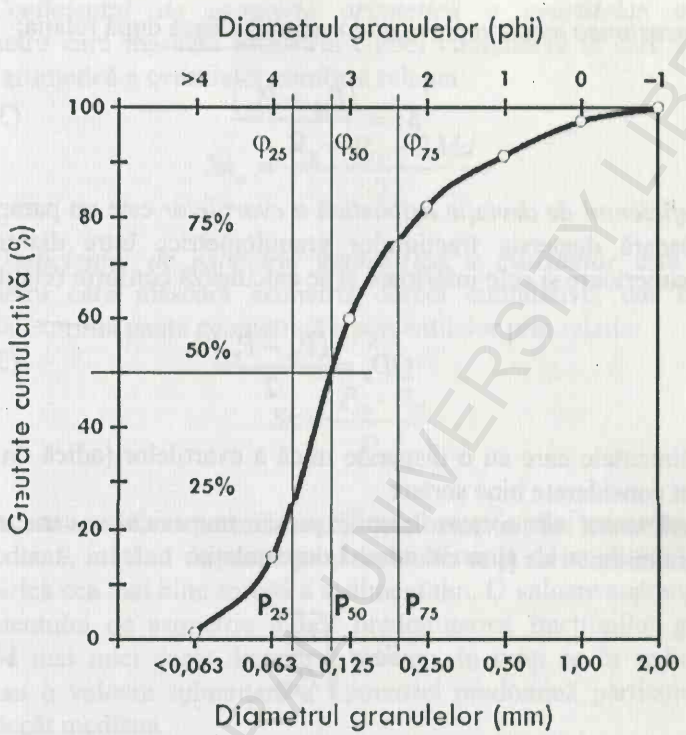


Figura 3.3. Curba cumulativă frecvență-greutate a datelor din figura 3.2, prezentând modul de extragere a cvartilelor de 25%, 50% și 75%

– măsuri ale distribuției în jurul valorii centrale (dispersia, deviația și sortarea);

– măsuri ale gradului de asimetrie;

– măsuri ale gradului de angulozitate.

Diametrul median al particulelor se deduce direct cu ajutorul curbei cumulative și corespunde unei frecvențe cumulative de 50%:

$$Md = P_{50} \qquad (3.2)$$

BCU IAȘI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Dimensiunea medie a particulelor se calculează după relația:

$$M = \frac{(P_{25} + P_{75})}{2} \qquad (3.3)$$

Coeficientul de deviație aritmetică a cvartilelor este un parametru care măsoară dispersia fracțiunilor granulometrice între diametrele cvartile superioare și cele inferioare și se calculează conform relației:

$$QD_a = \frac{(P_{25} - P_{75})}{2} \qquad (3.4)$$

Sedimentele care au o dispersie mică a cvartilelor (adică un QD_a mic) sunt considerate bine sortate.

Coeficientul de sortare este expresia numerică a caracterului curbei granulometrice și se calculează după relația:

$$So = \sqrt{\frac{P_{25}}{P_{75}}} \qquad (3.5)$$

În cazul unei probe echigranulare, cu o sortare ideală, coeficientul de sortare va fi egal cu 1, iar curba cumulativă va reprezenta o dreaptă verticală. Cu cât curba cumulativă este mai oblică, cu atât sedimentul va cuprinde mai multe fracțiuni granulometrice (va fi mai eterogen), iar coeficientul de sortare va avea o valoare mai mare.

În funcție de valoarea coeficientului de sortare, sedimentele pot fi ordonate conform următoarei scări:

1-1,5 – sedimente foarte bine sortate;
1,5-2,5 – sedimente bine sortate;
2,5-3,0 – sedimente moderat sortate;
3,0-4,0 – sedimente slab sortate;
>4,00 – sedimente foarte slab sortate.

BCU "OVIDIUS" CONSTANȚA

Coeficientul de asimetrie aritmetică a cvartilelor este un parametru care măsoară asimetria curbei cumulative şi care exprimă panta aritmetică a cvartilelor conform relaţiei:

$$Sk_a = \frac{P_{25} + P_{75} - 2Md}{2} \tag{3.6}$$

Coeficientul de asimetrie geometrică a cvartilelor este un alt parametru care măsoară asimetria curbei cumulative, dar de data aceasta exprimă panta geometrică a percentilelor prin relaţia:

$$Sk = \frac{P_{25} \cdot P_{75}}{P_{50}^{\ 2}} \tag{3.7}$$

Acest coeficient permite stabilirea formei curbei cumulative faţă de mediană, arătând de ce parte şi la ce distanţă de mediană (*Md*) se află partea cea mai bine sortată a sedimentului. O valoare supraunitară a coeficientului de asimetrie indică predominarea fracţiunilor granulometrice mai mici decât diametrul median, în timp ce în sedimentele care iau o valoare subunitară a asimetriei predomină particulele mai mari decât mediana.

Indicele de angulozitate se calculează după următoarea formulă:

$$Kq_a = \frac{P_{25} - P_{75}}{2(P_{10} - P_{90})} \tag{3.8}$$

G. Observaţii

(a) Pentru a preveni modificarea numărului şi dimensiunilor ochiurilor prin astuparea lor cu particule de nisip sau din cauza coroziunii, după fiecare utilizare sitele se vor spăla, peria şi usca.

(b) Înaintea analizei se recomandă spălarea nisipului cu apă de robinet pentru a înlătura toate sărurile. Dacă nu se cere determinarea

materiei organice din sediment, aceasta poate fi înlăturată prin tratarea prealabilă a probei cu o soluție de apă oxigenată 6%.

(c) Rezultatele analizei granulometrice pot fi prezentate în mai multe feluri. În cazul cel mai simplu, sedimentele pot fi atribuite unei anumite categorii nominale conform scării Wentworth, de exemplu „nisip grosier" sau „mâl". Pe baza informației analitice sedimentele pot fi caracterizate cantitativ, de exemplu 60% din greutatea sedimentului este reprezentată de particule cu diametrul <0,25 mm (nisipuri fine și mâluri).

3.2. Analiza parțială a conținutului de mâl din sedimente

A. Generalități

Conținutul de mâl din sedimente are o importanță deosebită pentru caracterizarea generală a sedimentelor și pentru determinarea proprietăților sale mecanice.

B. Principiul metodei

Determinarea fracțiunii de mâl ca procent al greutății totale a sedimentului prin îndepărtarea mâlului în urma spălării probei printr-o sită cu ochiurile de 62 μm și determinarea diferenței de greutate.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Sită cu diametrul ochiurilor de 0,062 mm.
2. Balanță analitică cu o precizie de ±0,01 g.
3. Pahare Berzelius de 500 ml.

D. Reactivi

1. *Soluție de hexametafosfat de sodiu*: 6,2 g hexametafosfat, $(NaPO_3)_6$, se dizolvă în 1000 ml apă într-un balon cotat.

E. Modul de lucru

1. Din proba de sediment uscată în prealabil în etuvă se iau în jur de 25 g, se cântăresc cu precizie și se introduc într-un pahar Berzelius care conține aproximativ 250 ml apă de robinet.

2. Pentru a înlesni dispersia particulelor de argilă, în paharul Berzelius cu proba de analizat se adaugă 10 ml soluție de hexametafosfat de sodiu.

3. Bucățile aderente de sediment se sfărâmă cu o baghetă de sticlă și se amestecă timp de 10-15 minute; se lasă peste noapte să se îmbibe cu apă după care se amestecă din nou timp de 10-15 minute.

4. Suspensia de sediment fin dispersat se spală printr-o sită cu ochiurile de 62 μm. Spălarea se face manual prin scuturarea sitei, care este parțial scufundată într-un lighean alb umplut cu apă, astfel încât sedimentul să fie sub nivelul apei. Spălarea se face în așa fel încât fracțiunile fine să treacă prin ochiurile sitei și să se depună pe fundul ligheanului.

5. Din când în când apa din lighean se schimbă și se continuă cernerea și spălarea sedimentului până când apa din lighean rămâne complet curată și limpede.

6. Conținutul sitei se usucă în etuvă la 100°C până la o greutate constantă și se determină greutatea finală a nisipului reținut pe sită (Observațiile a și b).

F. Calcul

$$Conținut\ de\ mâl\ (\%) = \frac{W - M}{W} \cdot 100 \qquad (3.9)$$

unde: W – greutatea uscată inițială a probei de sediment, în grame;
M – greutatea uscată nisipului rămas pe sită, în grame.

G. Observații

(a) Nisipul uscat poate fi cernut în continuare deasupra unei coli albe de hârtie pentru a verifica dacă există pierderi de mâl suplimentare ca urmare a uscării.

(b) Nisipul rămas pe sită poate fi folosit ulterior pentru analiza granulometrică (Metoda 3.1).

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

3.3. Determinarea porozității sedimentelor

A. Generalități

Porozitatea sedimentelor submerse (Φ) este dată de mărimea spațiilor libere dintre granule și care sunt ocupate de către apă:

$$\Phi = \frac{V_p}{V_b} \tag{3.10}$$

unde: V_p – volumul porilor, în cm^3;

V_b – volumul probei de sediment, în cm^3;

Valoarea porozității se exprimă în unități zecimale, dar poate fi multiplicată cu 100 pentru a da procentajul. Porozitatea sedimentelor este influențată de granulometrie și de gradul de compactare a sedimentelor.

Porozitatea sedimentelor este strâns corelată cu alte caracteristici fizice ale sedimentului, cum ar fi densitatea umedă, densitatea uscată și conținutul în apă al sedimentelor.

Densitatea umedă a sedimentelor (BD_w) reprezintă raportul dintre greutatea totală a sedimentului saturat în apă și volumul probei saturate în apă:

$$BD_w = \frac{M_t}{V_t} \tag{3.11}$$

unde: M_t – masa totală a sedimentului umed, în grame;

V_t – volumul sedimentului saturat în apă, în cm^3

Densitatea uscată a sedimentelor (BD_d) reprezintă raportul dintre greutatea uscată a sedimentului și volumul probei saturate în apă:

$$BD_d = \frac{M_s}{V_t} \tag{3.12}$$

BCU IAȘI CENTRU UNIVERSITY LIBRARY

unde: M_s – masa sedimentului uscat, în grame;

V_t – volumul sedimentului saturat în apă, în cm^3.

Conținutul absolut în apă al sedimentelor (W_a) este dat de raportul dintre greutatea apei din probă și greutatea umedă a sedimentului:

$$W_a = \frac{M_w}{M_t} \cdot 100 \qquad (3.13)$$

unde: M_w – greutatea apei din proba de sediment, în grame;

M_t – greutatea totală a sedimentului umed, în grame.

Conținutul absolut în apă nu depășește niciodată 100%, spre deosebire de conținutul relativ în apă ($W_r = (M_w/M_s)\times 100$), care poate prezenta valori de până la câteva sute de procente.

B. Principiul metodei

Măsurarea gravimetrică a volumului apei dintr-o probă de sediment și a volumului sedimentului uscat. Volumul apei din sediment se determină prin scăderea greutății sedimentului spălat (pentru a înlătura sarea) și uscat (până la greutate constantă) din greutatea sedimentului umed.

C. Materiale necesare

1. Balanță analitică cu o precizie de ±0,01 g.
2. Capsule etanșe pentru cântărire.
3. Centrifugă.
4. Tuburi de centrifugare.

D. Modul de lucru

1. Proba reprezentativă de sediment umed se introduce într-o capsulă etanșă cântărită în prealabil și se determină greutatea umedă a sedimentului.

2. Proba de sediment se transferă într-un tub centrifugare cântărit în prealabil și se cântărește din nou tubul, suspendat, dar complet imersat în apă.

3. Se elimină sarea din sediment prin adăugarea apei distilate, agitare, centrifugare şi vărsarea supernatantului. Se repetă procedura de două sau trei ori (Observaţia a).

4. Tubul împreună cu proba de sediment se cântăreşte suspendat, dar complet imersat în apă.

5. Tubul se usucă până la greutate constantă şi se determină greutatea uscată a sedimentului.

6. Diferenţa dintre greutatea uscată şi cea imersată a sedimentului este echivalentă cu volumul său (V_s) prin dezlocuirea apei.

7. Diferenţa dintre greutatea umedă şi cea uscată a sedimentului reprezintă volumul apei interstiţiale (V_p).

E. Calcul (Observaţia b)

$$\Phi = \frac{V_p}{V_s + V_p} \tag{3.14}$$

unde: V_p – volumul porilor, în cm^3;

V_s – volumul sedimentului uscat, în cm^3.

F. Observaţii

(a) Înlăturarea sării din sediment se poate face prin introducerea sedimentului într-o pungă de polietilenă, umplerea acesteia cu apă de robinet şi scuturarea viguroasă. Apa de spălare este apoi vărsată (Gomoiu, 1968).

(b) Volumul sedimentului uscat poate fi dedus din greutatea sedimentului şi considerând că densitatea acestuia este de 2,65.

3.4. Determinarea conţinutului de carbon organic din sedimente

A. Generalităţi

Conţinutul de materii organice din sedimente oferă indicii asupra coeziunii particulelor sedimentare, asupra valorii nutritive potenţiale

BCU IAŞI CENTRALA UNIVERSITARĂ LIBRARY

pentru organismele pelofage sau asupra existenței unei poluări organice. Metoda de față reprezintă o variantă modificată a metodei titrimetrice Walkley-Black (1965).

B. Principiul metodei

Încălzirea exotermică și oxidarea carbonului organic din sediment cu bicromat de potasiu și acid sulfuric concentrat și titrarea ulterioară a excesului de bicromat cu sulfat de amoniu feros.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml.
2. Pipete gradate de 10 ml și 20 ml.
3. Biuretă.
4. Recipiente de plastic cu gâtul larg și cu capacul înșurubat de 500 ml.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Probele de sediment se colectează cu același utilaj cu care se face prelevarea probelor de zoobentos (vezi Metoda 6.2.2, Secțiunea D și Metoda 6.3.2, Secțiunea D) și se păstrează în recipiente de plastic de 500 ml. Este de preferat ca analiza substanțelor organice din sediment să se efectueze cât mai repede după prelevare deoarece moartea animalelor și degradarea ulterioară a materiei organice pot denatura valorile carbonului organic. În cazul în care se impune păstrarea probelor un timp mai îndelungat, aceasta se va face prin înghețarea probelor la –20°C.

E. Reactivi

1. *Acid fosforic 85%.*
2. *Fluorură de sodiu, cristale.*
3. *Acid sulfuric concentrat* ($d = 1,82$).
4. *Soluție etalon de bicromat de potasiu 1 N*: 49,4 g bicromat de potasiu, $K_2Cr_2O_7$, se dizolvă în apă într-un balon cotat de 1000 ml și se aduce la semn cu apă distilată.

5. *Soluție de sulfat de amoniu feros 0,5 N*: 196,1 g sulfat de amoniu feros, $Fe(NH_4)_2(SO_4)_2 \cdot 6H_2O$, se dizolvă în 800 ml apă distilată conținând 20 ml acid sulfuric concentrat și se completează cu apă distilată până la un volum total de 1000 ml.

6. *Indicator difenilamină*: aproximativ 0,5 g difenilamină se dizolvă în 20 ml apă distilată și 100 ml acid sulfuric concentrat.

F. Modul de lucru

1. Se cântărește o cantitate de 0,2 până la 0,5 g de sediment uscat în prealabil în etuvă la 90-100°C (Observația a) și se introduce într-un flacon Erlenmeyer de 500 ml.

2. Peste sediment se adaugă 10 ml soluție bicromat de potasiu 1 N măsurați cu exactitate și se amestecă prin agitare.

3. Se adaugă apoi 20 ml H_2SO_4 concentrat și se amestecă prin agitare ușoară timp de aproximativ 1 minut (Observația b), după care se lasă în repaus 30 minute.

4. Soluția se diluează cu apă distilată până la un volum de 200 ml și se adaugă 10 ml H_3PO_4 85%, 0,2 g NaF și 15 picături de indicator difenilamină.

5. Soluția rezultată se titrează cu soluție de sulfat de amoniu feros 0,1 N. După adăugarea a aproximativ 10 ml de soluție feroasă culoarea va vira de la verde-maroniu opac la verde. În continuarea titrării culoarea se va schimba în cenușiu-albăstrui închis; din acest moment soluția feroasă se va adăuga picătură cu picătură până când culoarea se va schimba în verde intens, indicând sfârșitul reacției.

G. Calcul

$$Carbon\ Organic\ (\%) = 10\left(1-\frac{T}{S}\right)\left(\frac{0{,}003 \cdot 100}{W}\right) \qquad (3.15)$$

unde: T – volumul soluției feroase folosite la titrarea probei, în ml;

S – volumul soluției feroase folosite la etalonarea probei-martor (fără sediment), în ml;

0,003– greutatea carbonului (= 12/4.000), în meq;
10 – volumul soluției de bicromat adăugat în probă, în ml;
W – greutatea probei de sediment, în grame.

H. Observații

(a) Dacă proba de sediment conține prundiș, acesta este înlăturat prin trecerea probei printr-o sită cu ochiurile de 2 mm.

(b) Agitarea trebuie să se facă cu grijă pentru a asigura amestecul complet al reactivilor cu sedimentul, evitându-se totodată aruncarea sedimentului pe pereții flaconului în afara contactului cu reactivi.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 4

STUDIUL PLANCTONULUI

4.1. Studiul fitoplanctonului

Fitoplanctonul este reprezentat de totalitatea organismelor microscopice fotosintetizante care plutesc mai mult sau mai puțin pasiv în masa apei și care nu se pot opune prin mișcări proprii acțiunii curenților sau valurilor din cauza lipsei sau a dezvoltării relativ slabe a organelor de locomoție.

4.1.1. Analiza calitativă a fitoplanctonului

A. Generalități

Fitoplanctonul marin este alcătuit în principal din alge diatomee, dinoflagelate, cocolitoforide, criptomonade, silicoflagelate și cloroficee, cărora li se mai adaugă cianobacteriile. Dimensiunile organismelor fitoplanctonice sunt cuprinse, de regulă, între 2 și 1000 μm. Microalgele planctonice sunt prezente numai în zona eufotică, în care pot realiza deplasări pe verticală.

B. Principiul metodei

Prelevarea probelor de fitoplancton și identificarea organismelor din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Recipiente de sticlă sau de plastic de 1-5 litri.
2. Vas cilindric de sedimentare.
3. Pipete Pasteur prevăzute cu o pară mică de cauciuc.

BCU "AS" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

4. Lame portobiect şi lamele pentru microscopie.
5. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

D. Procedura de prelevare a probelor

Deoarece cele mai multe specii de alge planctonice au dimensiuni sub 20 μm, acestea nu pot fi reţinute nici de fileurile planctonice cu ochiurile cele mai mici. Din acest motiv fitoplanctonul se prelevează prin luarea unei anumite cantităţi de apă după acelaşi procedeu ca şi în cazul probelor pentru analiza fizico-chimică a apei (vezi Metoda 2.1, Secţiunea C). Volumul total al probei prelevate pentru analiza fitoplanctonului variază în funcţie de densitatea populaţiei algale, între 1-5 litri.

De la suprafaţa apei proba se colectează direct, luîndu-se proba de la circa 10-15 cm sub oglinda apei, în recipientul destinat probei respective. Colectarea probelor de apă de la anumite adâncimi se face cu ajutorul *batometrelor*. Batometrele cele mai des folosite în acest sens sunt cele de tip Kemmerer, Niskin şi Nansen. În cazul unor adâncimi mici se poate utiliza şi *sticla batometrică*.

Recipientele pentru colectarea şi păstrarea probelor se vor numerota, iar numerele precum şi toate datele referitoare la locul de colectare se vor nota în carnetul de teren.

E. Conservarea probelor

Este de preferat ca examinarea şi identificarea algelor planctonice să se facă pe material proaspăt. Probele de fitoplancton pot fi menţinute în stare vie timp de 10-12 ore, dacă sunt ţinute la întuneric, la o temperatură de aproximativ 4°C în recipiente umplute parţial. În cazul apelor înflorite acest interval se scurtează la cel mult 6 ore de la colectare.

În situaţia în care nu dispunem de timpul necesar pentru a examina probele de fitoplancton imediat sau dacă acestea conţin flagelate care se deplasează rapid, se impune fixarea lor.

Conservarea probelor se face cel mai adesea cu formol concentrat (formaldehidă 37-40%), care se adaugă în proporţie de 40 ml la 1 litru de probă.

Pentru conservarea probelor de fitoplancton mult mai indicată este *soluția Lugol* cu următoarea compoziție:

– 100 g iod metalic;
– 200 g iodură de potasiu;
– 2000 ml apă distilată;
– 190 ml acid acetic glacial.

Soluția stoc preparată se păstrează la întuneric și se adaugă câte 1 ml soluție Lugol la fiecare 100 ml de probă de fitoplancton. Fixarea probelor cu soluție Lugol este nerecomandată atunci când proba conține numeroși reprezentanți ai grupului Coccolithophores. În acest caz acidul acetic glacial se va înlocui cu acetat de sodiu, iar soluția va fi neutră sau slab alcalină; cu toate acestea, este mai puțin eficace pentru alte tipuri de flagelate.

Folosirea conservanților, pe lângă faptul de a păstra structura morfologică a algelor, prezintă avantajul de a înlesni sedimentarea algelor planctonice pe fundul recipientului, lucru necesar pentru concentrarea probelor.

Tot pe teren, după fixare, proba va primi un reper de identificare ulterioară – fie se scrie pe sticlă un număr, care se trece și în carnetul de teren alături de datele de proveniență a probei, fie datele pentru identificarea probei se notează direct pe sticlă, folosind un marker rezistent la apă.

F. Prelucrarea probelor în laborator

Deoarece în cele mai multe cazuri numărul de celule algale dintr-un volum de apă este foarte mic, pentru o examinare mai ușoară a acestora se impune concentrarea probelor de fitoplancton. Concentrarea probelor fitoplanctonice se face în mod obișnuit prin decantare, filtrare sau centrifugare.

Concentrarea prin sedimentare. Probele de fitoplancton se introduc într-un vas cilindric cu fundul plat din sticlă transparentă și se lasă într-un loc ferit de lumină și la o temperatură constantă timp de 2-3 zile. În acest interval de timp toate particulele aflate în suspensie, inclusiv algele, se vor depune pe fundul cilindrului, astfel încât se poate trece la sifonarea probei. Pentru aceasta supernatantul se elimină cu

ajutorul unei pipete Pasteur cu vârful întors sau cu un tub de sticlă prevăzut cu o deschidere laterală cu diametrul de 5-6 mm, ce se continuă cu un tub flexibil de cauciuc. Sifonarea se face fără a mişca sticla cu proba, lent, de la suprafaţa probei spre fundul sticlei. Când nivelul lichidului din sticla cu proba a ajuns la circa 2 cm deasupra fundului, operaţiunea se opreşte. Se măsoară, cu precizie, volumul probei înainte şi după sifonare, datele notându-se în carnet.

În cazul prezenţei în plancton a „algelor" albastre-verzi (Cyanobacteria), care datorită vacuolelor gazoase din celule tind să plutească la suprafaţa apei, proba se trece într-un bidon din material plastic cu pereţii moi şi se umple cu proba de apă până la refuz. Se înşurubează strâns capacul şi se lasă să cadă de la circa 1,5 m înălţime pe o suprafaţă dură. Prin acest procedeu are loc spargerea vacuolelor, ceea ce permite şi decantarea cianobacteriilor (Bellinger, 1992).

Concentrarea prin filtrare se realizează prin membrane filtrante speciale fabricate din nitroceluloză sau alţi esteri ai celulozei şi care au diametrul porilor foarte mic (~0,45 μm). Foarte indicate în acest sens sunt filtrele sintetice Millipore™. Efectuarea filtrării necesită un dispozitiv special pentru montarea membranei filtrante, cum ar fi cel de tip Seitz, şi un flacon de sticlă prevăzut cu o deschidere laterală (vas Kitassato), care se racordează la o pompă de vid montată la robinet de apă (fig. 4.1). Pentru a menţine constantă presiunea (aproximativ 50 kPa) se foloseşte şi un manometru cu mercur. Filtratul se antrenează într-un volum de apă cunoscut, iar cantitatea de apă filtrată trebuie să fie bine măsurată.

BCU IASI/CENTRAL LIBRARY

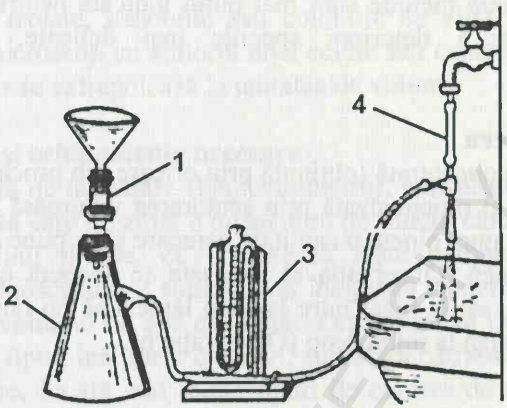


Figura 4.1. Dispozitiv de filtrare: 1 – suport de tip Seitz pentru fixarea membranei filtrante; 2 – flacon Kitassato; 3 – manometru cu mercur; 4 – pompă de vid

Concentrarea prin centrifugare se realizează la centrifugă. Înainte de centrifugare proba se agită pentru uniformizare şi se iau cu o pipetă volume măsurate care se introduc în eprubete de centrifugare. Volumul total prelevat variază în funcţie de abundenţa fitoplanctonului. În cazul unei densităţi mari a populaţiei algale se centrifughează în total 300 ml probă, iar în cazul unei densităţi mici, 500 ml. Înainte de centrifugare, eprubetele se echilibrează la balanţă două câte două. Timpul de centrifugare, precum şi numărul de rotaţii pe unitatea de timp se menţin constante pentru toate eşantioanele provenite din aceeaşi probă. De obicei se folosesc 2000-2500 turaţii/min (~1000 g), timp de 15-20 minute. După centrifugare supernatantul se elimină, iar sedimentul ce urmează a fi analizat se omogenizează cu ajutorul unei pipete şi se introduce în sticluţe cu dop de cauciuc şi care au un volum de circa 10 ml. Se notează volumul total al probei introduse în centrifugă şi cel al concentratului rezultat.

Ultimele două metode sunt mai puțin indicate pentru că prezintă dezavantajul de a deteriora speciile mai delicate, cum ar fi fitoflagelatele.

G. Modul de lucru

Din proba concentrată (obținută prin oricare din procedeele arătate la Secțiunea E) și omogenizată prin scuturarea viguroasă a flaconului, se ia cu ajutorul unei pipete o cantitate oarecare și se pune o picătură pe lama microscopică (Observația a). Aceasta se acoperă cu grijă cu o lamelă de sticlă, astfel încât între lamă și lamelă să nu rămână bule de aer, și se analizează la microscop (Observația b).

H. Observații

(a) Lamele și lamelele trebuie să fie întotdeauna perfect curate. De aceea, după fiecare utilizare aceste se vor spăla și degresa, după care se vor șterge cu o bucată de tifon sau pânză moale. Pentru degresare se va folosi apă și detergent sau o soluție formată din 9 părți alcool etilic 90% și o parte acid clorhidric, după care se clătesc foarte bine cu apă de robinet și apă distilată. Păstrarea lamelor și lamelelor se va face în vase cu apă distilată amestecată cu alcool etilic și care sunt acoperite cu un capac pentru a împiedica pătrunderea prafului.

(b) Dacă alga planctonică este poziționată astfel încât nu pot fi observate anumite structuri sau aceasta este parțial acoperită de o bucată de detritus, apăsarea ușoară a lamelei cu vârful unui ac sau creion ascuțit poate determina schimbarea poziției acesteia, făcând posibilă identificarea.

4.1.2. Determinarea abundenței numerice a fitoplanctonului

A. Generalități

Analiza cantitativ-numerică constă în aprecierea numărului de indivizi din fiecare specie și raportarea lor la unitatea de volum. În general, densitatea fitoplanctonului se exprimă în număr de celule dintr-un litru de apă marină.

B. Principiul metodei

Celulele izolate, cenobiile sau coloniile de alge planctonice se numără sub microscop cu ajutorul unei celule sau camere de numărare, iar numărul lor se extrapolează la unitatea de volum.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Cameră de numărare (hemocitometru), constituită dintr-o lamă de sticlă groasă care prezintă o adâncitură pe fundul căreia este gravată o reţea de linii drepte, ce conturează nişte pătrate cu suprafeţe cunoscute. Cunoscându-se suprafaţa şi înălţimea camerei se determină cu exactitate volumul de apă examinat. Orice cameră de numărare are inscripţionate tipul, înălţimea camerei, suprafaţa pătratului mic şi cea a pătratului mare. Există mai multe tipuri de camere de numărare, care diferă după tipul reţelei (Thoma-Zeiss, Bürker, Bürker-Türk, Fuchs-Rosenthal, Goreaev, Palmer-Maloney etc.).

Dintre acestea, cel mai frecvent folosită este camera de tip Bürker-Türk (fig. 4.2). Această lamă prezintă două câmpuri caroiate despărţite între ele printr-un şanţ. Fiecare câmp este compus dintr-o reţea de pătrăţele ce însumează o suprafaţă totală de 9 mm^2, conţinând deci 9 pătrate de câte 1 mm^2 fiecare, delimitate prin linii triple. Pătratul central cu suprafaţa de 1 mm^2 este împărţit prin linii triple în 16 pătrăţele mari, cu suprafaţa de 1/25 mm^2. Fiecare pătrăţel mare este împărţit la rândul lui prin linii simple în 16 pătrăţele mici, cu suprafaţa de 1/400 mm^2. Cele patru pătrate cu suprafaţa de câte 1 mm^2, situate în colţurile reţelei, sunt împărţite şi ele în câte 16 pătrăţele cu suprafaţa de 1/25 mm^2, separate între ele prin linii duble. Adâncimea camerei de numărare este de 0,1 mm, prin urmare volumul lichidului la nivelul fiecărui pătrăţel mic este de $1/400 \times 1/10 = 1/4000$ mm^3.

2. Lamele. Acestea trebuie să fie perfect plane, transparente şi bine şlefuite pentru ca volumul închis să fie delimitat cu maximă precizie.

3. Microscop cu o putere de mărire de cel puţin 100×.

4. Pipete volumetrice sau pipete Pasteur.

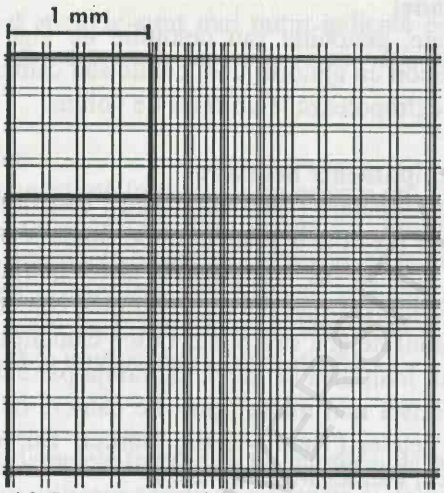


Figura 4.2. Rețeaua camerei de numărat de tip Bürker-Türk

D. Modul de lucru

1. Pe rețeaua camerei de numărare se pune cu ajutorul unei pipete o picătură din proba fitoplanctonică de analizat, după uniformizarea ei prin agitare (Observația a).

2. Lama de numărare se acoperă cu o lamelă, imprimându-i o mișcare ușoară de translație și având grijă ca între lamă și lamelă să nu rămână bule de aer. Excesul de lichid care acoperă rețeaua se va colecta în șanțurile laterale practicate în grosimea lamei.

3. Se examinează preparatul la microscop. La început se va folosi obiectivul mic, de 10×, trecându-se treptat la obiective mai mari, 20× și 40×. Plimbând lama în câmpul microscopic într-o anumită ordine, de exemplu de la stânga la dreapta și de sus în jos, se determină și se numără toate organismele observate (Observația b și c).

E. Calcul

$$A = \frac{a \cdot n}{N \cdot v} \qquad (4.1)$$

unde: A – densitatea numerică a fitoplanctonului, exprimată ca număr de celule/litru;
a – numărul de organisme numărate cu ajutorul camerei de numărat;
n – volumul probei după concentrare, în ml;
N – volumul probei prelevate, în litri;
v – volumul de apă din care s-au numărat organismele fitoplanctonice, în ml.

F. Observaţii

(a) În lipsa celulelor sau lamelor de numărare se poate folosi metoda picăturii Lackey. Pentru aceasta, din proba concentrată şi omogenizată se ia cu o pipetă un volum precis măsurat (între 0,1 şi 0,4 ml), se pune pe o lamă de microscop şi se acoperă cu o lamelă şi se numără toate celulele de sub lamelă. Pentru prevenirea uscării probei în aceasta se poate adăuga glicerină sau marginile lamelei se protejează cu o bandă adezivă transparentă.

(b) La numărarea organismelor din fiecare pătrat se va ţine seama de toate organismele din interiorul lui şi de cele care vin în contact cu 2 linii ale perimetrului său, de exemplu cea superioară şi cea din dreapta, neluându-se în consideraţie cele de pe latura inferioară şi din stânga.

(c) Pentru a obţine o precizie cât mai mare (de cca 10%) este indicat a se număra fitoplancterii de pe întreaga reţea.

4.1.3. Determinarea biomasei fitoplanctonului

A. Generalităţi

Biomasa reprezintă o estimare cantitativă a masei totale a microfitelor pelagice dint-un anumit volum de apă. Biomasa se poate determina direct, ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată, sau indirect, prin metoda biovolumelor medii. Metodele indirecte se bazează pe determinarea carbonului total, a azotului, lipidelor, hidraţilor de carbon, siliciului (la diatomee) şi a clorofilei *a*. Cunoaşterea biomasei realizate de către fitoplancton oferă indicii foarte utile pentru evaluarea gradului de troficitate a unui acvatoriu. Astfel,

dacă valorile biomasei fitoplanctonice existente la un moment dat în apă (*standing crop*) sunt <10 mg/l, apele se consideră oligotrofe, dacă sunt de 10-20 mg/l, apele sunt considerate mezotrofe, iar dacă aceste valori sunt >20 mg/l, apele sunt considerate eutrofe.

B. Principiul metodei

Biomasa fitoplanctonului se poate determina plecând de la valorile abundenței numerice a acestuia și luând în calcul volumul celular mediu, specific fiecărei populații componente. Procedura de determinare ia în considerare ipoteza că, în mod practic, densitatea globală a protoplasmei celulei algale este aproximativ egală cu 1. Prin urmare, determinând volumul total al fiecărei populații algale și, pe această bază, *volumul însumat al fitoplanctonului*, se ajunge la *biomasa* acestuia.

C. Modul de lucru

Pentru determinarea volumului celular realizat de fiecare populație se determină *volumul celular mediu*, iar valoarea respectivă se înmulțește cu abundența numerică a populației respective.

Practic, volumul celular mediu se determină prin măsurători efectuate la microscop asupra celulelor aparținând diferitelor specii componente, asemuind forma celulelor acestora cu anumite forme geometrice, simple sau compuse (sfere, cilindri, paralelipipede, conuri, trunchiuri de con sau combinații dintre acestea). Mărimea celulelor poate varia în mod substanțial în cazul unor acvatorii diferite sau în funcție de sezon, drept care se vor calcula volumele medii prin măsurarea a cel puțin 20 de exemplare pentru fiecare specie și în perioada de recoltare a probelor.

În activitatea curentă de cercetare se pot utiliza cu rezultate relativ bune și anumite liste cuprinzând greutățile medii ale algelor întâlnite cel mai frecvent în fitoplancton. Menționăm în acest sens listele cu circulație destul de mare întocmite de către Morozova-Vodianitskaya pentru algele planctonice din Marea Neagră (vezi Anexa 4).

D. Calcul

Volumul celular total al fiecărei specii în parte se calculează prin înmulţirea volumului celular mediu (exprimat în μm^3) cu valoarea abundenţei numerice a populaţiei respective (în nr. ex./l). Biomasa totală a fitoplanctonului se calculează după formula:

$$B_t = \sum_{i=1}^{S} (A_i \cdot B_i \cdot 10^{-9}) \qquad (4.2)$$

unde: B_t – biomasa totală a fitoplanctonului, în mg/l;

A_i – abundenţa numerică a speciei "*i*", ca număr de celule la litru;

B_i – volumul celular mediu al speciei "*i*", în μm^3;

10^{-9} – factor de conversie a unităţilor de volum exprimate în μm^3 în unităţi de greutate exprimate în mg;

S – numărul total al speciilor.

4.1.4. Determinarea spectrofotometrică a conţinutului de clorofilă *a*

A. Generalităţi

Toate algele planctonice conţin clorofila *a*, care reprezintă aproximativ 1-2% din greutatea uscată a acestor alge. În apele marine predomină clorofilele *a* şi *c*, iar în cele continentale predomină clorofilele *a* şi *b*. De aceea, prin determinarea concentraţiei clorofilei *a* se poate estima biomasa totală a fitoplanctonului marin (Observaţia a) sau se poate determina indicele de asimilaţie în cazul măsurătorilor ratei fotosintetice.

Produşii de degradare ai clorofilei pot forma o fracţiune importantă a tuturor pigmenţilor vegetali din apă. Aceştia rezultă atât în urma proceselor de digestie de către zooplancton, care transformă clorofila în *feopigmenţi* (feoforbidă şi feofitină), cât şi în urma proceselor de descompunere datorate enzimelor hidrolitice ale fitoplanctonului, care transformă clorofila în *clorofilidă*.

B. Principiul metodei

Filtrarea unui volum cunoscut de apă de analizat (500 ml) printr-un filtru sintetic sau din fibră de sticlă. Extracția pigmenților din reziduul filtrat cu acetonă 90%. Centrifugarea și dozarea spectrofotometrică a clorofilei *a* din extract. Calculul concentrației clorofilei *a* și a feopigmenților pe baza diferenței dintre extincția măsurată la 665 nm înaintea și după acidifierea extractului.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Dispozitiv de filtrare cu suport pentru filtru și piesă de fixare.
2. Filtre sintetice (de exemplu Millipore™ AA) sau din fibră de sticlă (de exemplu Whatman GF/C sau GF/F), cu porii de 0,7 μm și cu diametrul de 25 mm.
3. Spectrofotometru ce permite măsurarea extincției în domeniul vizibil, până la 750 nm, cu o rezoluție de 1 nm, cu gradarea lungimii de undă de maxim 2 nm și o sensibilitate sub 0,001 unități de extincție, folosind cuve cu parcursul optic cuprins între 1 și 5 cm.
4. Centrifugă cu o accelerație de 6000 g.
5. Tuburi de centrifugare cu gât larg și dop etanș, de 15 ml capacitate.

D. Procedura de prelevare și conservare a probelor

Se filtrează între 0,5 și 10 l de apă marină prin filtrul din fibră de sticlă. Imediat după filtrarea apei se adaugă câteva picături dintr-o suspensie apoasă de carbonat de calciu pentru a neutraliza aciditatea sucului vacuolar. Până la întoarcerea în laborator filtrul cu extract se păstrează la întuneric și la o temperatură cât mai scăzută, împăturit și învelit în staniol (Observația b).

E. Reactivi

1. *Acetonă 90%*: se introduc 100 ml apă distilată într-un balon cotat de 1000 ml și se completează la semn cu acetonă de puritate analitică; se păstrează la întuneric în sticle închise ermetic; este convenabil a se distribui cu ajutorul unei pisete de 300 ml;

2. *Carbonat de magneziu*: se adaugă cca 1 g $MgCO_3$ pulbere fină în 100 ml de apă distilată, se agită puternic înainte de întrebuinţare şi se picură dintr-o pisetă de 100 ml;

3. *Acid clorhidric 10%*: 10 ml HCl concentrat (fumans) se diluează în 100 ml apă distilată.

F. Modul de lucru

1. Proba de apă se agită bine pentru omogenizare. Se filtrează un volum de 0,5-10 l de apă de analizat (în funcţie de încărcarea apei cu plancton) pe un filtru din fibră de sticlă fixat într-un suport adecvat, se adaugă 3-5 picături de soluţie diluată de $MgCO_3$ pentru a preveni degradarea pigmenţilor pe filtru datorită acidităţii.

2. În laborator filtrul se introduce într-un tub de extracţie de 15 ml, se adaugă 5 ml acetonă 90%, se agită bine şi se lasă peste noapte în frigider.

3. Extractul se centrifughează la temperatura camerei la 3000 g timp de 5-10 minute şi se completează fiecare tub cu 10 ml acetonă 90%.

4. Se transferă supernatantul în cuva spectrofotometrului cu parcursul optic de 1 cm şi se măsoară extincţia extractului la 665 nm (E_{665}) şi la 750 nm (E_{750}) prin comparare cu o cuvă de referinţă conţinând doar acetonă 90%.

5. Se adaugă 2 picături de acid clorhidric diluat în cuvă, se agită şi se măsoară din nou extincţia la 665 şi 750 nm.

G. Calcul (Observaţia c şi d)

$$Clorofila\ a\ (mg/m^3) = \frac{26{,}7(E - E_a) \times v}{V \times 1} \qquad (4.3)$$

$$Feopigmenţi\ (mg/m^3) = \frac{26{,}7(1{,}7[E_a] - E) \times v}{V \times 1} \qquad (4.4)$$

unde: $E = E_{665} - E_{750}$ – extincţia extractului înaintea acidifierii;

$E_a = E_{665} - E_{750}$ – extincția extractului după acidifiere;
v – volumul de extractului de acetonă (15 ml);
V – volumul probei de apă filtrată, exprimat în litri;
1 – drumul optic al cuvei, în cm.

H. Observații

(a) Pentru estimarea biomasei fitoplanctonului se înmulțește cantitatea de clorofilă *a* cu un factor egal cu 67.

(b) În timpul manipulării filtrului se va evita atingerea lui cu degetele.

(c) Rezultatele obținute se notează în mg/m^3 sau în μg/l (1 mg/m^3 = 1 μg/l), cu una sau cel mult două zecimale.

(d) Valorile calculate pentru feopigmenți sunt mai puțin sigure decât cele pentru clorofila *a*.

4.1.5. Determinarea ratei fotosintetice a fitoplanctonului („metoda sticlelor albe și negre")

A. Generalități

Productivitatea primară reprezintă rata sintezei compușilor organici din substanțe anorganice. Deși majoritatea covârșitoare a productivității primare este datorată fotosintezei, o oarecare contribuție are și procesul chemosintezei realizat de unele bacterii.

Cea mai mare parte a fotosintezei din mediul marin este realizată de către algele planctonice microscopice. În urma fotosintezei (sau respirației) au loc variații ale conținutului de oxigen și dioxid de carbon din apă. În general, variațiile concentrației de carbonați sunt prea mici pentru a putea fi măsurate în mod adecvat, dar prin adăugarea izotopului radioactiv de carbon, sub formă de carbonați, asimilarea dioxidului de carbon de către fitoplancton poate fi estimată cu o sensibilitate corespunzătoare. De fapt, astfel de tehnici au o sensibilitate mult mai mare decât cele bazate pe măsurarea oxigenului și au permis măsurarea ratei fotosintezei în apele tropicale oligotrofe. Deoarece la fotosinteză participă și carbonații intracelulari, iar materia organică marcată cu ^{14}C este rapid excretată, rezultatele metodei cu carbon

radioactiv nu măsoară în mod obligatoriu fotosinteza brută şi nici chiar pe cea netă. Această metodă se foloseşte în general pentru aproximarea fotosintezei nete din apele din largul oceanelor.

Durata şi calitatea iluminării probelor joacă un rol important în procesul de fotosinteză. Unii cercetători menţin sticlele care conţin fitoplanctonul *in situ*, suspendate în mare de un flotor printr-un fir, alţii preferă extragerea probelor de la diferite adâncimi şi plasarea lor într-un „incubator" în care timpul şi intensitatea iluminării pot fi riguros controlate.

Rata fotosintetică se măsoară în mai multe feluri. De regulă, productivitatea se exprimă în grame de carbon fixat de către organismele vii în cadrul unei unităţi de suprafaţă sau de volum într-o unitate de timp (de exemplu, în g C/m^2/an sau g C/m^3/zi).

Cantitatea totală de materie organică fixată ca rezultat al productivităţii primare poartă numele de *producţie primară brută* sau *producţie totală*. O parte din această producţie totală este consumată în procesul respiraţiei plantelor. De aceea, cantitatea de producţie totală care rămâne după pierderile rezultate în urma respiraţiei şi care este astfel disponibilă nivelului trofic imediat superior se numeşte *producţie netă*.

Coeficientul fotosintetic (*QF*) şi coeficientul respiratoriu (*QR*) sunt valori non-dimensionale care indică cantităţile relative de oxigen şi carbon implicate în procesul de fotosinteză şi respiraţie:

$$QF = \frac{+\Delta O_2}{-\Delta CO_2} \tag{4.5}$$

$$QR = \frac{+\Delta CO_2}{-\Delta O_2} \tag{4.6}$$

unde: $+\Delta O_2$ – numărul de molecule de oxigen eliberate în timpul fotosintezei;

$-\Delta CO_2$ – numărul de molecule de dioxid de carbon asimilate în timpul fotosintezei;

$+\Delta CO_2$ – numărul de molecule de dioxid de carbon eliberate în timpul respirației;
$-\Delta O_2$ – numărul de molecule de oxigen consumate în timpul respirației.

Cel mai adesea productivitatea primară netă a majorității mărilor și oceanelor se situează între 0,05 și 0,5 g C/m^2/zi, deși în cele mai productive regiuni aceasta poate atinge o valoare de până la 5,0 g C/m^3/zi.

B. Principiul metodei

Creșterea conținutului de oxigen datorat fotosintezei se măsoară într-o sticlă transparentă conținând o probă din apa studiată. În același timp, scăderea conținutului de oxigen într-o sticlă opacă este folosită pentru a măsura rata respirației care are loc simultan cu fotosinteza. În ambele cazuri se folosește metoda Winkler de determinare a oxigenului dizolvat (vezi Metoda 2.3.1).

C. Materiale și echipamente necesare

1. Sticluțe Winkler (vezi Metoda 2.3.1, Secțiunea C). În plus față de sticle Winkler transparente sunt necesare sticle Winkler complet opace. Sticlele trebuie vopsite în negru și apoi acoperite cu benzi suprapuse de scotch negru. De asemenea, partea de sus a dopurilor trebuie vopsită în negru și acoperită cu scotch. În plus, se recomandă învelirea sticlei sau cel puțin a gâtului și dopului sticlei într-o folie de aluminiu. Dacă sticlele Winkler se vor suspenda *in situ*, acestea trebuie să aibă dopul prins de gâtul sticlei printr-un fir de sârmă din inox sau crom-nichel. Înainte de utilizare toate sticlele Winkler trebuie umplute cu amestec de curățare de acid sulfo-cromic și lăsate timp de câteva ore înainte de a fi clătite foarte bine cu apă distilată. Între analize sticlele se vor păstra umplute cu o soluție acidă de iod. După fiecare câteva

săptămâni de utilizare a sticlelor acestea se vor curăța din nou cu amestec sulfo-cromic.

2. Mici săculețe duble din pânză de doc neagră sau cutii complet obscure speciale sunt utile pentru a acoperi sticlele Winkler în vederea reducerii la minimum a fotosintezei nedorite în timp ce probele sunt transportate de la sau la locul unde se vor menține pentru realizarea fotosintezei.

3. Sistem de suspendare a sticluțelor Winkler (fig. 4.3). Pentru a obține rezultate cât mai apropiate de cele reale este necesar ca sticluțele transparente și cele opace să fie suspendate în apă, la anumite adâncimi. Sticlele Winkler trebuie amplasate în poziție orizontală, pentru ca gâtul și dopul sticluței să nu modifice substanțial condițiile de iluminare din interiorul recipientului. Însuși sistemul de suspendare a sticluțelor (flotor, frânghii, piese de prindere) nu trebuie să determine o umbrire semnificativă a flacoanelor expuse în apă. Suspendarea se poate face fie la capătul unei tije rezistente așezate paralel cu suprafața apei și fixată bine de un flotor, fie între două flotoare distanțate între ele cu ajutorul unor tije subțiri, astfel încât nici unul din flotoare să nu umbrească flacoanele scufundate în apă. La capătul inferior al frânghiei de care sunt fixate piesele de prindere a sticluțelor Winkler, se pune un lest destinat menținerii întregii structuri în poziție verticală.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

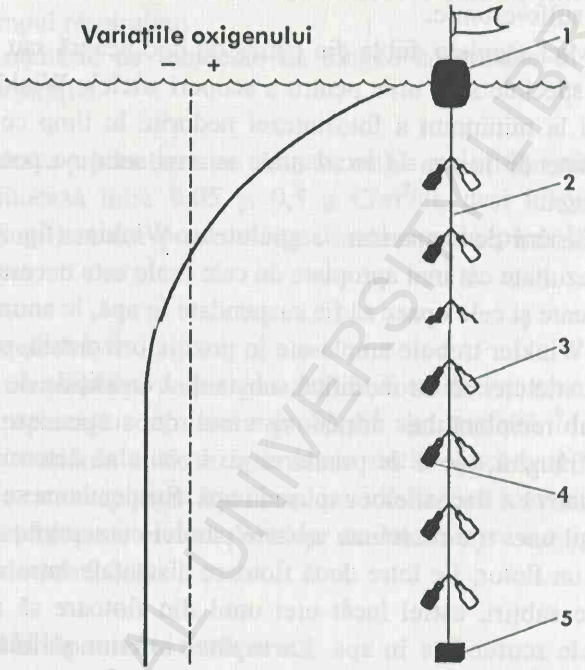


Figura 4.3. Sistem de suspendare a sticlelor Winkler pentru măsurarea productivităţii fitoplanctonului prin „metoda sticlelor albe şi negre": 1 – flotor; 2 – frânghii; 3 – sticle albe; 4 – sticle negre; 5 – lest (după Levinton, 1995)

4. Pipete gradate de 1 ml sau pipete cotate de aceeaşi capacitate.

5. Pipetă de 25 ml sau biuretă calibrată de 50 ml cu diviziuni de 0,05 ml sau mai puţin.

6. Flacoane Erlenmeyer de 500 ml (preferabil flacoane al căror fund şi o jumătate din pereţii laterali sunt vopsite în exterior cu alb).

D. Procedura de prelevare şi conservare a probelor

Pentru colectarea probelor se vor folosi batometre confecţionate complet din sticlă sau din material plastic. Părţile metalice ale acestora

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

trebuie să fie din oţel inoxidabil. În acest sens sunt recomandate batometrele de tip Van Dorn cu o capacitate de 5 litri.

În principiu, trebuie făcute trei determinări separate pentru orice probă, fiecare determinare în număr dublu, ceea ce necesită un volum total de probă de 2-2,5 litri. Volumul minim al probei trebuie să fie de 1,5 litri. Probele se transferă în recipientele de polietilenă prin sifonare cu ajutorul unui furtun din plastic sau cu furtunurile cu care sunt prevăzute batometrele în partea de jos. Probele pot fi păstrate maximum 1-2 ore, timp în care vor fi menţinute la temperatura apei de unde au fost prelevate.

Este de dorit ca zooplanctonul din probe să fie înlăturat prin filtrare printr-o plasă de nailon curată. Dimensiunile ochiurilor depind de dimensiunile algelor planctonice, dar în general o plasă cu ochiurile de 0,3 mm va reţine o cantitate neglijabilă de fitoplancton atunci când prin ea se trec câţiva litri de apă marină şi adesea dimensiunea ochiurilor poate fi redusă la 0,15 sau 0,10 mm.

E. Reactivi

Reactivii utilizaţi sunt identici cu cei folosiţi la determinarea titrimetrică a oxigenului dizolvat (vezi Metoda 2.3.1, Secţiunea E).

F. Modul de lucru

1. Proba de analizat se lasă în repaus în recipiente de polietilenă cu dop, de 2 sau 5 litri, timp de 15-30 minute la o temperatură uşor mai ridicată decât cea a apei marine, şi se agită din când în când pentru a preveni suprasaturarea apei în oxigen (Observaţia a).

2. O sticlă Winkler transparentă (ST) şi una opacă (SO) se umplu cu proba de analizat, ţinând cont de toate precauţiile menţionate în Metoda 2.3.1, Secţiunea D (Observaţia b). Dacă se estimează atât rezultatul fotosintezei nete, cât şi cel al respiraţiei, se umple cu proba şi o a treia sticlă clară (SI). Dacă se doreşte o precizie mai mare, sticlele din fiecare categorie se vor utiliza în duplicat.

3. Toate sticlele se menţin în săculeţele lor negre sau în cutii de depozitare până când acestea sunt gata pentru „incubare" în locul dinainte stabilit (în mare sau în incubator la o iluminare constantă).

Imediat ce experimentul de fotosinteză este inițiat, în sticla SI se adaugă clorura manganoasă și amestecul alcalin de iodură de potasiu (Metoda 2.3.1, Secțiunea F, punctul 1).

4. După o anumită perioadă de timp în decursul căreia s-a realizat fotosinteza și respirația (Observația c), se extrag probele ST și SO și imediat se adaugă clorura manganoasă și amestecul alcalin de iodură de potasiu la fel ca mai sus.

5. Se continuă analiza exact după procedura descrisă la Metoda 2.3.1, Secțiunea F, punctele 2 și 3 și se află valoarea volumul de soluție de tiosulfat cu factorul *f*, exprimat în ml, utilizat pentru fiecare sticlă. Se folosește o alicotă de 50 ml de soluție de iodură pentru titrare. Pentru o precizie mai mare se vor titra două alicote a câte 50 ml și se va calcula media aritmetică a volumului de tiosulfat utilizat la titrare.

G. Calcul (Observația d)

$$FB\ mg\ C/m^3/h = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{ST} - V_{SO})}{N \cdot QF} \qquad (4.7)$$

$$FN\ mg\ C/m^3/h = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{ST} - V_{SI})}{N \cdot QF} \qquad (4.8)$$

$$R\ mg\ C/m^3/h = \frac{605 \cdot f \cdot (V_{SI} - V_{SO}) \cdot QR}{N} \qquad (4.9)$$

unde: *FB* – fotosinteza brută, în mg C/m^3/h;
FN – fotosinteza netă, în mg C/m^3/h;
R – respirația, în mg C/m^3/h (Observația e);
f – factorul soluției de tiosulfat;
V_{ST} – cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla transparentă, în ml;

V_{SO} – cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla opacă, în ml;
V_{SI} – cantitatea de tiosulfat utilizată pentru titrarea oxigenului din sticla SI, în ml;
N – intervalul de timp în decursul căruia proba ST a fost expusă la lumină, iar proba SO a fost ţinută la aceeaşi temperatură ca şi SO, în ore;
QF – coeficientul fotosintetic (formula 4.5);
QR – coeficientul respiratoriu (formula 4.6).

Valorile pentru coeficientul fotosintetic şi cel respiratoriu care vor fi utilizate în ecuaţiile de mai sus se lasă la libera alegere a cercetătorului. Pentru populaţii marine normale expuse unor intensităţi luminoase moderate sunt indicate $QF = 1{,}2$ şi $QR = 1{,}0$.

H. Observaţii

(a) Suprasaturaţia probelor în oxigen dizolvat este frecventă în multe zone costiere eutrofizate în sezonul de primăvară şi vara. Cu excepţia cazurilor în care apa din sticlele Winkler se află în echilibru (sau, şi mai bine, este uşor nesaturată) faţă de oxigen, pierderile de oxigen datorate unor cauze fizice pot induce erori substanţiale în calcule. Acest lucru se aplică în special probelor colectate sub luciul apei. Scuturarea viguroasă a soluţiilor la intervale de aproximativ 30 minute în timp ce acestea sunt încălzite cu câteva grade peste cea a apei din care provin înlătură parţial excesul de oxigen.

(b) Este foarte important ca, în special atunci când se încearcă măsurarea unor rate relativ mici ale fotosintezei, conţinutul de oxigen în probele ST, SO şi SI să fie identic.

(c) Timpul de incubaţie este lăsat la discreţia cercetătorului. În general, timpul minim este de cel puţin 3 ore, chiar şi în apele cele mai eutrofe. Totuşi, timpul maxim nu trebuie să depăşească 24 ore deoarece pot interveni erori cauzate de respiraţia zooplancterilor de talie mică sau a bacteriilor.

(d) Valorile concentrației carbonului pot fi transformate în alte valori energetice sau de altă natură prin utilizarea următorilor factori de conversie: 1 mg C = 2,667 mg O_2 = 2,499 mg glucoză = 9,360 cal.

(e) Respirația măsurată prin relația (4.9) nu se datorează numai algelor microscopice. O proporție considerabilă a valorii înregistrate se datorează zooplanctonului și bacterioplanctonului.

4.2. Studiul zooplanctonului

Termenul de *zooplancton* definește totalitatea organismelor animale care flotează în masa apei și care prezintă o mobilitate extrem de redusă sau slabă, insuficientă pentru a contracara acțiunea de transport a curenților de apă. Acest lucru nu înseamnă neapărat că zooplancterii sun lipsiți în totalitate de capacitatea de deplasare. Dimpotrivă, chetognatele, crustaceele eufauziacee și unele larve de pești pot înota activ. Însă, din cauza dimensiunilor mici, care fac ca viteza absolută de deplasare să fie mică, pe de o parte, și deoarece zooplanctonul execută în special deplasări pe verticală în decursul unei zile, pe de alta, deplasările în plan orizontal dintr-un loc în altul sunt foarte limitate.

Delimitarea între zooplancton și necton nu este netă. Astfel, unii calmari mici, crevete pelagice sau pești mici (de ex. mictofidele), care formează așa-numitul *micronecton*, pot fi tratați atât la plancton, cât și la necton.

4.2.1. Analiza calitativă a zooplanctonului

A. Generalități

Zooplanctonul marin prezintă o diversitate specifică mare. Holoplanctonul cuprinde reprezentanți ai numeroaselor încrengături și clase de nevertebrate (Tabelul 4.1). Deoarece stadiile de viață timpurii ale majorității peștilor și nevertebratelor bentonice sunt prezente în masa apei sub formă de meroplancton, putem aprecia că aproape toate încrengăturile de animale sunt reprezentate în zooplancton.

Dimensiunile obişnuite ale organismelor zooplanctonice sunt cuprinse între 2 μm şi aproximativ 200 mm.

Tabelul 4.1. Numărul aproximativ al speciilor de holoplanctonice şi al celenteratelor meroplanctonice ce populează mările şi oceanele lumii (după Omori & Ikeda, 1992)

Grupul taxonomic			Număr de specii
Protozoa	Foraminifera		37
	Radiolaria		>2000
	Ciliophora	Tintinnida	>1000
Cnidaria	Hydrozoa	Siphonophora	140
		altele	600
	Scyphozoa		220
Ctenophora			14-21
Nemertini	Enopla		97
Mollusca	Gastropoda	Heteropoda	18
		Pteropoda	97
Annelida	Polychaeta	Errantia	110
Crustacea	Cladocera		8
	Ostracoda		130
	Copepoda	Calanoida	1850
		Cyclopoida	250
		Harpacticoida	20
		Monstrilloida	90
	Mysidacea		100
	Amphipoda	Hyperiidea	283-300
		Gammaridea	150
	Euphausiacea		85
	Decapoda	Sergestidae	85
		altele	85
Chaetognatha			70
Chordata	Urochordata	Appendiculata	57
		Thaliacea	65

B. Principiul metodei

Prelevarea probelor de zooplancton cu ajutorul fileului planctonic; sortarea organismelor sub aparatura optică pe grupe sistematice şi identificarea organismelor din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Fileu planctonic (vezi Secţiunea E de mai jos).

BCU "ASE" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

2. Borcane de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg şi cu un volum de 250-300 ml.
3. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.
4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.
5. Pipete de sticlă prevăzute cu o pară mică de cauciuc.
6. Cutii Petri.
7. Chei de determinare a organismelor zooplanctonice.

D. Stabilirea staţiilor, orizonturilor şi a periodicităţii de prelevare a probelor

Pentru a avea o imagine cât mai corectă privind complexitatea vieţii zooplanctontelor, la fixarea staţiilor de prelevare a zooplanctonului se va avea în vedere ca acestea să fie cât mai diferite din punct de vedere ecologic. Deoarece răspândirea organismelor zooplanctonice este adeseori "în mozaic", zooplanctonul se va investiga atât *pe orizontală,* cât şi *pe verticală.* În acest din urmă caz se vor preleva din următoarele orizonturi:

0-10 m adâncime;
10-25 m adâncime;
25-50 m adâncime;
50-75 m adâncime;
75-100 m adâncime;
100-150 m adâncime;
150-200 m adâncime;

Pentru cunoaşterea dinamicii zooplanctonului este necesar să se recolteze probe lunar pe întregul parcurs al unui an sau, cel puţin, să se recolteze probe sezoniere pe cele patru anotimpuri. La datele calendaristice fixate probele se vor ridica din acelaşi loc pentru fiecare staţie.

E. Utilaj de colectare

Pentru recoltarea probelor de zooplancton cel mai frecvent se întrebuinţează *fileul planctonic.* În practica curentă se folosesc mai multe tipuri de fileuri planctonice.

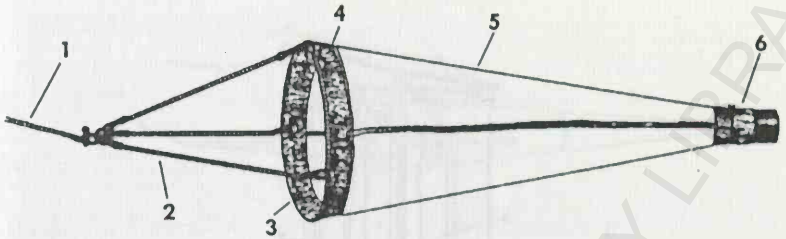


Figura 4.4. Fileu planctonic standard: 1 – cablul de remorcare; 2 – bride; 3 – inel metalic; 4 - pânză nefiltrantă; 5 – con din sită de mătase sau nailon; 6 – păhărel colector (după Newell & Newell, 1977)

Fileul planctonic simplu sau *standard* (fig. 4.4) constă dintr-un sac conic din sită de mătase sau nailon, a cărui deschidere largă, de formă circulară, este întărită de un inel metalic cu diametrul de 50-100 cm. Pentru a conferi fileului planctonic o rezistență mai mare la tracțiune, sacul fileului nu se atașează direct de rama circulară, ci prin intermediul unei pânze groase. Inelul fileului se prinde de cablul de remorcare prin intermediul a trei bride. În vârful conului este prins un păhărel colector metalic sau din plastic prevăzut cu robinet pentru închidere și deschidere.

Fileul planctonic de tip Hensen (fig. 4.5) prezintă avantajul unei filtrări mai eficace (de 10 ori mai mare decât cea a fileului planctonic standard) prin reducerea deschiderii fileului planctonic de către o pânză nefiltrantă, ceea ce diminuează volumul de apă ieșit prin gura fileului ca urmare a formării unor turbioane în fileu.

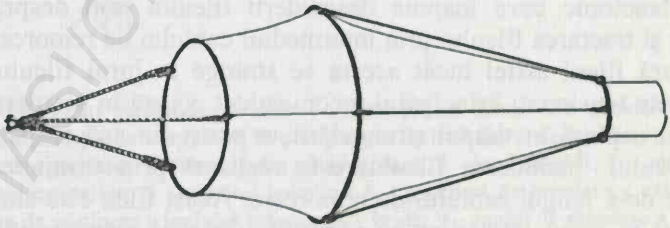


Figura 4.5. Fileu planctonic Hensen (după Newell & Newell, 1977)

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

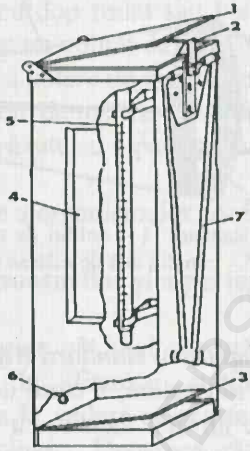


Figura 4.6. Prelevatorul Patalas: 1 – capac superior; 2 – cârlig de închidere; 3 – capac inferior; 4 – geam de sticlă; 5 – termometru; 6 – orificiu de evacuare; 7 – ansă (după Lamotte & Bourlière, 1971)

Pentru colectarea probelor de zooplancton de la diferite adâncimi se pot folosi *batometre* de capacitate mare, cum ar fi buteliile de tip Mayer, Van Dorn sau Niskin sau prelevatorul de tip Patalas (fig. 4.6). De asemenea, au fost inventate fileuri planctonice speciale care permit închiderea lor la o anumită adâncime sau chiar fileuri care pot să se deschidă la adâncimea dorită şi apoi să se închidă din nou înainte de a fi trase la suprafaţă. Astfel, *fileul de tip Nansen* (fig. 4.7) ştrangulează fileul planctonic ceva înapoia deschiderii fileului prin desprinderea bridelor şi tractarea fileului prin intermediul cablului de remorcare care înconjoară fileul astfel încât acesta se strânge în jurul fileului când cablul este tensionat. Principalul inconvenient constă în pierderea unei părţi din captură în timpul ştrangulării, o parte din apă scăpând prin gura fileului. Închiderea fileului este realizată prin trimiterea unui mesager de-a lungul cablului de remorcare. Acest fileu este simplu de manevrat în cazul tractărilor pe verticală, dar mai greu de utilizat în cazul tractărilor orizontale sau oblice.

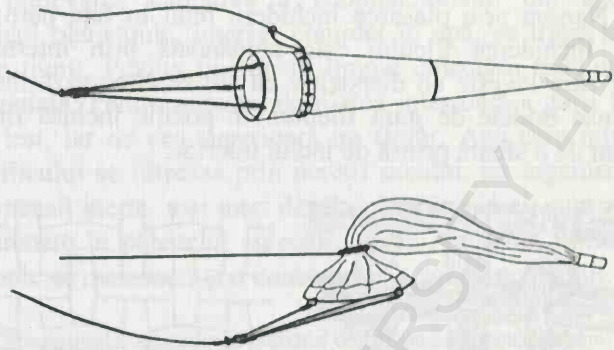


Figura 4.7. Fileu planctonic Nansen (după Newell & Newell, 1977)

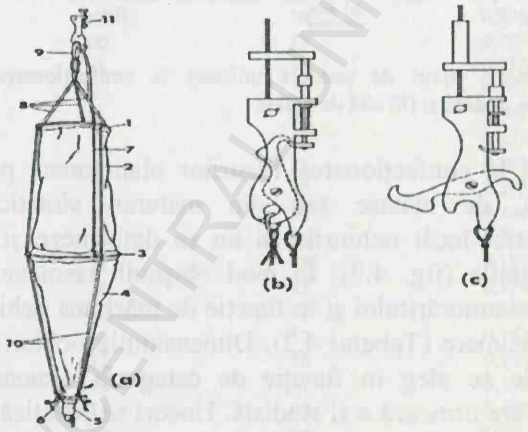


Figura 4.8. Fileu planctonic cantitativ Juday (a) şi detalii ale dispozitivului de eliberare a inelului ce susţine bridele în poziţie închisă (b) şi deschisă (c): 1 – gura fileului; 2 – porţiunea nefiltrantă din pânză groasă; 3 – inel inferior; 4 – con din sită de mătase sau nailon; 5 – păhărel colector; 6 – garnituri de prindere a păhărelului; 7 – sfoara de susţinere a inelului inferior; 8 – bride; 9 – inelul de prindere a bridelor; 10 – sforile de susţinere a fileului; 11 – dispozitivul de eliberare a părţii superioare a fileului (după Lamotte & Bourlière, 1971)

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Fileul de tip Juday (fig. 4.8) înlătură în mare parte neajunsurile fileului Nansen prin plasarea închiderii mult în fața părții filtrante a fileului. Închiderea fileului este comandată prin intermediul unui mesager care loveşte un dispozitiv cu arc ce eliberează inelul de care sunt prinse bridele de gura fileului. În poziție închisă fileul rămâne suspendat de o sfoară prinsă de inelul inferior.

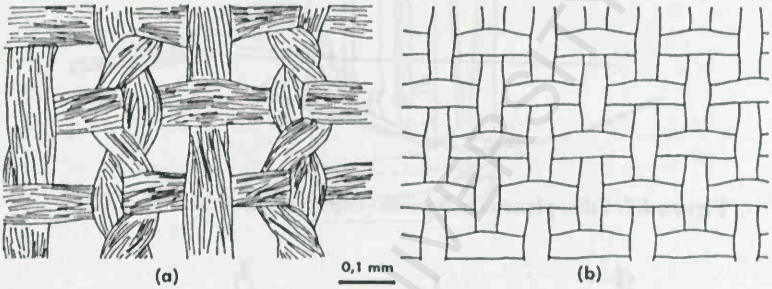


Figura 4.9. Principalele tipuri de țesătură utilizate la confecționarea fileurilor planctonice: (a) sită de mătase şi (b) sită de nailon

Sita utilizată la confecționarea fileurilor planctonice prezintă o țesătură specială, de mătase sau din material sintetic cu fir monofilament, astfel încât ochiurile să nu se deformeze şi să nu-şi schimbe dimensiunile (fig. 4.9). În mod obişnuit asemenea site se folosesc în industria morăritului şi în funcție de mărimea ochiurilor ele se clasifică prin numere (Tabelul 4.2). Dimensiunile ochiurilor plasei fileului planctonic se aleg în funcție de categoria dimensională a zooplanctonului care urmează a fi studiată. Uneori se practică tractarea simultană a două sau chiar trei fileuri planctonice cu diferite dimensiuni ale ochiurilor plasei, acestea fiind alese în funcție de scopul cercetării. Cel mai frecvent se utilizează sita grosieră nr. 3 (cu dimensiunea ochiurilor de 0,324 mm), cunoscută sub numele de I.C.S.N. (international coarse-silk net), sita medie nr. 15 (cu ochiurile de 0,0925 mm) şi sita fină nr. 21 (cu ochiurile de 0,063 mm). Pentru capturarea macroplanctonului se folosesc fileuri ale căror plase au ochiurile de 1 mm.

F. Procedeul de colectare a probelor

Pentru prelevarea calitativă a zooplanctonului din apele de suprafață, fileul planctonic, imersat complet în apă, se trage încet în urma ambarcațiunii. Poziția fileului în timpul colectării trebuie să fie aproape orizontală. Pentru aceasta, de partea inferioară a gurii fileului se leagă un lest, iar de cea superioară un flotor. Apa care intră prin deschiderea fileului se filtrează prin pereții sacului, iar organismele și diferitele suspensii inerte, mai mari decât ochiurile plasei, sunt reținute în sac și antrenate în păhărelul colector. Astfel, în urma filtrării prin fileul planctonic se realizează și o concentrare a zooplanctonului.

Tabelul 4.2. Dimensiunile ochiurilor și numărul de fire pe centimetru liniar al pânzei de mătase (după Newell & Newell, 1977)

Sita nr.	Nr. fire/cm liniar	Dimensiunea medie a aperturii, în mm
0000	8	1,250
000	10	0,935
00	13	0,705
0	17	0,515
1	21	0,392
2	24	0,342
3	26	0,324
4	28	0,306
5	30	0,293
6	33	0,241
7	36	0,210
8	38	0,193
9	43	0,174
10	48	0,150
11	52	0,141
12	56	0,135
13	57	0,118
14	62	0,100
15	66	0,0925
16	70	0,0865
17	72	0,0770
18	74	0,0745
19	75	0,0715
20	78	0,0695
21	82	0,0630
25	88	0,0535

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

După tractare fileul se scoate din apă şi se spală prin exterior cu ajutorul unui furtun pentru a antrena materialul rămas pe sită în păhărelul colector. Materialul adunat în paharul colector (cca 200 ml) este trecut în borcane de sticlă de 250-300 ml, cu gâtul larg şi cu dop rodat sau în bidoane din plastic cu dop filetat, de aceeaşi capacitate. Imediat după aceasta probele se etichetează prin introducerea în recipientul cu proba de zooplancton a unui bilețel din hârtie de calc pe care s-a inscripționat cu cerneală de India data, locul şi adâncimea prelevării, dimensiunea ochiurilor şi durata tractării fileului, precum şi alte informații relevante. Nu se recomandă etichetarea prin lipirea unor autocolante pe recipientele cu probă, deoarece cu timpul acestea se pot desprinde. De asemenea, inscripționarea suplimentară a recipientelor cu ajutorul unui marker rezistent la apă duce la o creştere a eficienței în timpul sortării, deoarece probele concentrate de zooplancton pot obtura parțial sau total eticheta din interior.

G. Conservarea şi păstrarea probelor.

Studiul zooplanctonului este recomandabil a se efectua pe viu. De aceea, probele de zooplancton trebuie examinate într-un interval de timp cât mai scurt de la colectarea lui, deoarece în proba concentrată organismele planctonice consumă repede oxigenul şi mor. Probele de zooplancton pot fi menținute în stare vie cel mult 10-12 ore, dacă sunt ținute la frigider la o temperatură de circa 4°C.

În cazul în care nu există posibilitatea de a examina imediat probele se recomandă fixarea lor. Aceasta se face cu formol 4-5% (aldehidă formică ~2%) care se adaugă în proporție de 9 părți lichid de conservare la 1 parte biomasă planctonică. Deoarece formolul poate dizolva scheletele calcaroase ale unor zooplancteri, este necesară neutralizarea prealabilă a acestuia cu borax (30 g $Na_2B_4O_7 \cdot 10H_2O$ la 1 litru formaldehidă 37%). Proba fixată cu formol poate fi păstrată un timp nelimitat (Armstrong & Wickstead, 1962).

H. Modul de lucru

1. Proba concentrată de zooplancton se omogenizează prin agitare energică, după care se ia cu ajutorul unei pipete o cantitate oarecare (în funcție de densitatea zooplancterilor) și se introduce într-o cutie Petri.

2. Materialul se triază sub aparatura optică (microscop sau lupă binoculară). La triere organismele sunt separate pe grupe sistematice (de exemplu, copepode, larve nauplius, rotifere, ctenofore etc.).

3. Identificarea zooplancterilor triați, pe cât posibil, până la nivel de specie cu ajutorul determinatoarelor.

4.2.2. Determinarea densității și biomasei zooplanctonului

A. Generalități

Analiza cantitativă a zooplanctonului constă în aprecierea numărului de organisme și a greutății lor într-o unitate cunoscută de volum. În general, densitatea și biomasa zooplanctonului se raportează la metru cub de apă.

B. Principiul metodei

Filtrarea unui anumit volum de apă; numărarea zooplancterilor dintr-o subprobă a probei concentrate cu ajutorul camerelor de numărare; cântărirea organismelor; extrapolarea numărului de organisme găsite în subproba examinată la volumul de apă filtrat.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Fileu planctonic (vezi Metoda 4.2.1, Secțiunea E) prevăzut sau nu cu debitmetru.

2. Borcane de sticlă cu dop rodat sau bidoane de plastic cu dop înșurubat, cu gâtul larg și cu un volum de 250-300 ml.

3. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

5. Pipete de sticlă prevăzute cu o pară de cauciuc.

6. Cutii Petri.

7. Camere de numărare Sedgewick-Rafter, Kolkwitz sau Bogorov (vezi Secțiunea E de mai jos).

8. Pipetă Stempel (vezi Secțiunea E de mai jos).

9. Ace de wolfram prinse pe un mâner de lemn sau anse Irwin din aliaj nichel-crom cu bucla de 1 mm diametru.

10. Balanță analitică cu o sensibilitate de ±0,0001 mg.

D. Procedee de prelevare cantitativă a probelor

Pentru prelevarea cantitativă a zooplanctonului este necesară filtrarea unui volum cunoscut de apă, stabilit în funcție de abundența realizată de acesta. Aceasta se poate aprecia pe baza observării *in situ* a unor probe orientative.

Zooplanctonul de la suprafața apei (inclusiv hiponeustonul) poate fi colectat cantitativ prin scoaterea unui anumit volum de apă într-un recipient cu capacitate mare (găleată, canistră cu deschiderea largă) și filtrarea lui prin fileul planctonic. Această ultimă operație se poate efectua la țărm sau la bordul navei, fileul fiind introdus parțial în apă pentru a evita presiunile mari pe sită și pe organismele reținute de ea.

În cazul zooplanctonului din apele de profunzime eșantionarea cantitativă este mai problematică. În primul rând, ochiurile fileului prezintă o oarecare rezistență la curent și, dacă acesta este tras prea repede, în fileu se creează o turbulență a apei care duce la devierea sestonului din dreptul aperturii fileului. Apoi, pe măsura filtrării are loc colmatarea ochiurilor fileului cu materialul filtrat, în special în cazul utilizării fileurilor cu ochiurile fine în ape bogate în plancton, reducând eficiența filtrării. Prin urmare, numărul de organisme capturate va fi întotdeauna mai mic decât cel din volumul de apă care trece prin fileu. În acest sens, pentru a asigura o filtrare cât mai eficientă, fileul trebuie tras cu o viteză mică, iar tractarea să nu se facă pe o distanță prea mare.

În apele neritice ale Mării Negre, de regulă, se recomandă o tractare a fileului timp de maxim 10 minute la o viteză ce nu trebuie să depăşească 1-1,5 noduri.

În situaţia ideală, în care toată apa care intră în fileu este filtrată, volumul de apă filtrat poate fi estimat în mod indirect ca fiind egal cu volumul coloanei de apă traversate de fileu:

$$V = \pi r^2 d \qquad (4.10)$$

unde: V – volumul de apă filtrat de fileul planctonic;

r – raza deschiderii fileului;

d – distanţa pe care a fost tractat fileul.

Această metodă indirectă poate fi utilizată doar pentru estimări orientative sau în cazul unor prelevări pe verticala coloanei de apă.

Pentru o măsurare mai precisă a volumului de apă filtrat se folosesc diferite *debitmetre* care se ataşează pe fileu. Cel mai bine cunoscut model este *debitmetrul Harvey* (fig. 4.10). Acestea prezintă nişte elice care sunt acţionate de fluxul de apă şi un contor care înregistrează numărul de rotaţii şi funcţionează pe acelaşi principiu ca şi apometrele de apartament. Debitmetrul se plasează în mijlocul deschiderii fileului şi puţin înapoia acesteia şi măsoară volumul real de apă trecut prin fileu.

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

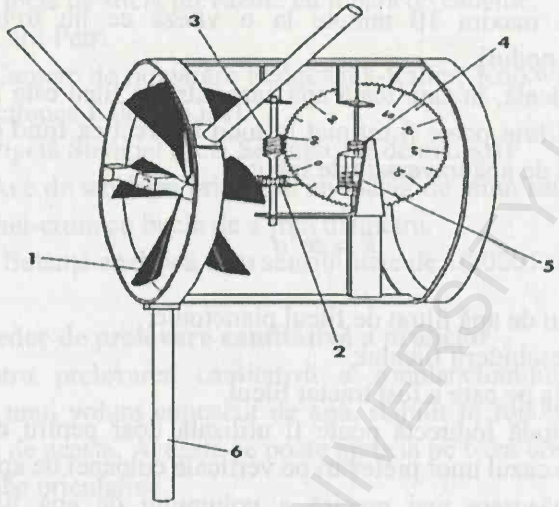


Figura 4.10. Debitmetru Harvey: 1 – elice; 2 – melcul rotorului care pune în mişcare roata dinţată a axului vertical; 3 – melc care pune în mişcare roata dinţată înregistratoare; 4 – roată dinţată care pune în mişcare melcul roţii dinţate înregistratoare; 5 – contor; 6 – sistem de prindere de rama fileului (după Newell & Newell, 1977)

O largă răspândire în unele ţări a căpătat *prelevatorul de tip Clarke-Bumpus* (fig. 4.11). Acesta se prezintă sub forma unui fileu planctonic mic, cu deschiderea de 12,7 cm şi cu conul de aproximativ 60 cm lungime, montat în spatele unui tub de alamă cu acelaşi diametru şi care are prevăzut un debitmetru care să înregistreze cantitatea de apă filtrată. Acesta mai conţine şi un disc metalic care închide apertura fileului şi se lansează în apă în poziţie închisă, dar poate fi deschis la adâncimea dorită cu ajutorul unui mesager trimis de-a lungul cablului de remorcare.

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

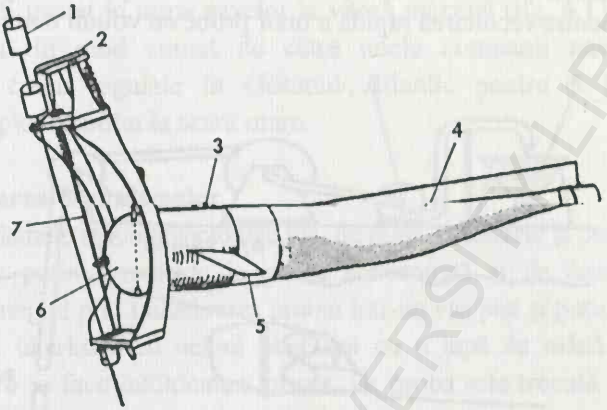


Figura 4.11. Prelevatorul de tip Clarke-Bumpus: 1 – al 2-lea mesager; 2 – declanşator; 3 – debitmetru; 4 – fileu planctonic; 5 – stabilizator; 6 – obturatorul aperturii; 7 – tija declanşatorului (după Ikeda & Omori, 1992)

O altă metodă care dă rezultate satisfăcătoare constă în pomparea unui volum cunoscut de apă prin filtre cu ajutorul unor *pompe aspiratoare* (fig. 4.12). Se pot folosi în acest scop pompe diafragmatice sau peristaltice cu un debit de cel puţin 12,5 l/s şi care pot acţiona până la 100 m adâncime. Pompa este fixată într-o ambarcaţiune, iar apa aspirată de la adâncimea dorită este trecută printr-un fileu sau filtru care reţine planctonul. Acest procedeu prezintă marele avantaj că volumul de apă filtrat pentru fiecare probă poate fi măsurat cu precizie. De asemenea, colmatarea este efectiv evitată, se poate cunoaşte precis adâncimea de la care au fost prelevate probele şi se pot obţine în acelaşi timp probe de apă pentru analiza fizico-chimică. Totuşi, această metodă prezintă şi o serie de dezavantaje. În primul rând, adâncimea de prelevare este limitată de lungimea furtunului şi de puterea pompei. Apoi, o serie de organisme planctonice, cum ar fi eufauziaceele sau larvele de peşti, prezintă un comportament de evitare a gurii furtunului prin care este pompată apa. De asemenea, organismele mari pot fi deteriorate în timpul trecerii lor prin pompă. Pompele aspiratoare se

folosesc numai pentru estimarea cantitativă a zooplanctonului de talie mică sau pentru recoltarea rapidă a unor probe cu volum mare.

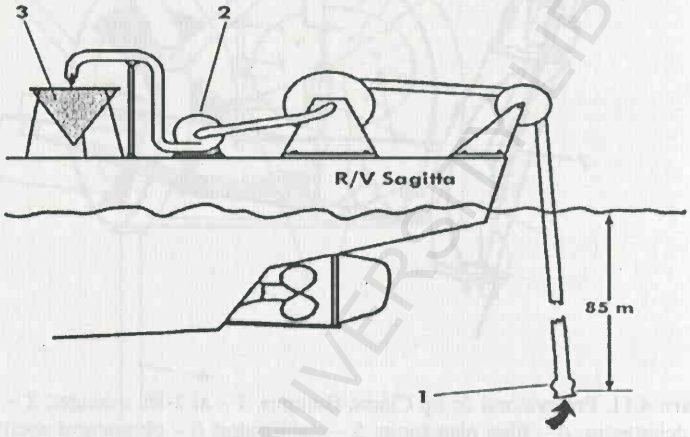
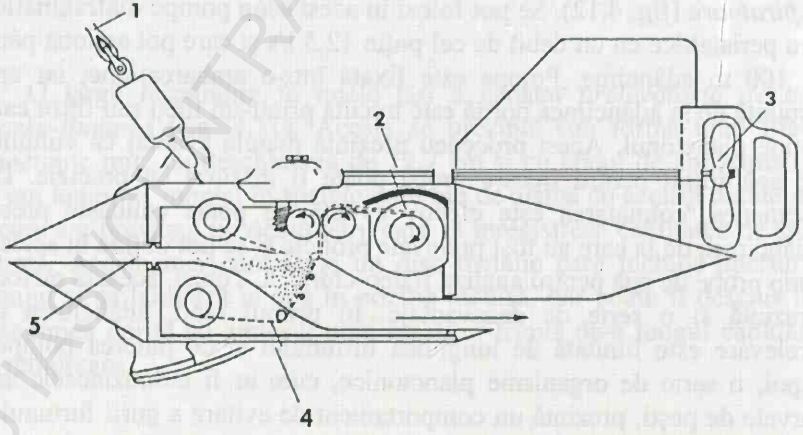


Figura 4.12. Pompă aspiratoare pentru colectarea planctonului: 1 – conul de aspirare; 2 – pompă; 3 – fileu planctonic (după Ikeda & Omori, 1992)



formol; 3 – elice; 4 – panză filtrantă; 5 – apă cu plancton (după Tait, 1971)

Hardy a proiectat un aparat denumit „*Continuous Plankton Recorder*" care poate fi tractat în urma navelor la viteză maximă (fig. 4.13). Acesta este utilizat în mod curent de către unele companii navale care realizează curse regulate în Oceanul Atlantic pentru a înregistra distribuția planctonului la scară mare.

E. Numărarea organismelor

Organismele macroplanctonice (ca, de pildă, meduzele și ctenoforele) sunt relativ puțin abundente în proba concentrată și de aceea pot fi numărate integral prin transferarea probei într-un vas plat și puțin adânc și examinarea ulterioară cu ochiul liber sau cu o lupă de mână. Această numărătoare se face întotdeauna prima, iar proba este trecută înapoi în recipient.

În cazul organismelor zooplanctonice mici, care adesea sunt prezente în probe în număr extrem de mare, numărarea tuturor organismelor din probă ar fi practic imposibilă sau ar necesita un timp prea mare. De aceea, pentru numărarea lor se recurge la fracționarea probei totale omogenizate în subprobe mai mici în care organismele se examinează și se numără în totalitate.

Cel mai simplu mijloc de extragere rapidă a unor volume mici din proba totală omogenizată este folosirea pipetei Stempel (fig. 4.14). Aceasta constă dintr-o seringă cu gura largă, cu un piston a cărui parte inferioară are formă de clepsidră. Atunci când pistonul este ridicat, un volum cunoscut (de regulă de 1 ml) este prins între acesta și pereții seringii. Acesta este apoi distribuit în cutii Petri și examinat la lupa binoculară sau la microscop. Pentru a ușura numărarea, cutia Petri poate fi așezată deasupra unei coli de hârtie milimetrică, ceea ce permite numărarea sistematică a organismelor, pătrățel cu pătrățel.

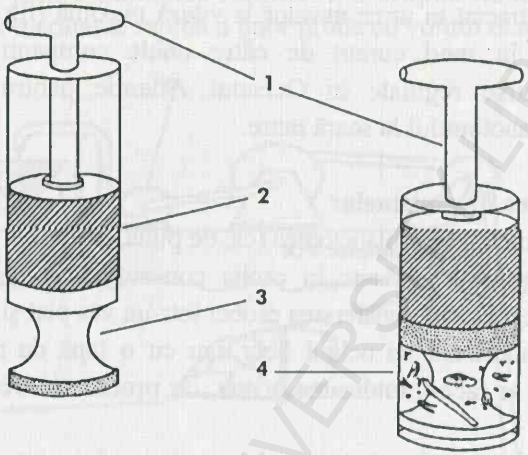


Figura 4.14. Pipetă Stempel: 1 – mâner; 2 – piston; 3 – canelură; 4 – plancton (după Newell & Newell, 1977)

Pentru numărarea directă a zooplancterilor mici sunt folosite niște *celule* sau *camere de numărare*. Dintre diferitele tipuri de camere de numărare, o largă utilizare au căpătat cele de tip Kolkwitz sau de tip Sedgewick-Rafter pentru microzooplancton sau tăvițele de tip Bogorov pentru macrozooplancton.

Celula de numărare Sedgewick-Rafter (fig. 4.15) constă în principiu dintr-o ramă de sticlă sau de alamă dreptunghiulară sudată pe o placă sau lamă suport din sticlă, delimitând în acest fel un volum de apă determinat. Volumul camerei de numărare poate fi de 1, 2 sau chiar 3 ml, în funcție de concentrația probei luate în lucru. O celulă cu un volum de 1 ml sau 1000 mm^3 are 50 mm lungime, 20 mm lățime și 1 mm adâncime. Suprafața lamei suport, respectiv fundul camerei de numărare, sau capacul de sticlă cu care se acoperă (având grosimea de 0,5 mm) poate fi divizat, prin gravare, în pătrățele de 1 mm^2; rețeaua respectivă ușurează înregistrarea organismelor.

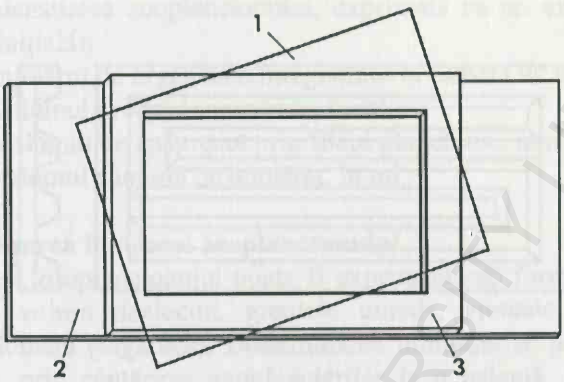


Figura 4.15. Cameră de numărare de tip Sedgewick-Rafter: 1 – lamelă, 2 – lamă-suport, 3 – ramă de sticlă

Camera de numărare de tip Kolkwitz se aseamănă cu cea de tip Sedgewick-Rafter, deosebirea constând doar în faptul că rama este circulară. Volumul unei astfel de camere poate varia de la 1 la 20 ml.

Tăviţa de numărare Bogorov (fig. 4.16) constă dintr-o placă de sticlă (adeseori este preferabilă sticla neagră) de 13,5 cm lungime şi 6,75 cm lăţime de care sunt lipite fâşii de sticlă oblică în aşa fel încât să formeze trei şanţuri, cele două şanţuri exterioare fiind conectate cu cel median la capete opuse. Pe partea inferioară a plăcii de sticlă sunt lipite două baghete subţiri de sticlă care acţionează ca nişte şine şi împiedică totodată aderarea plăcii de măsuţa lupei binoculare, chiar şi atunci când este umezită. Volumul tăviţei Bogorov este de 10 ml sau mai mult.

BCU IASI/CLUJ UNIVERSITY LIBRARY

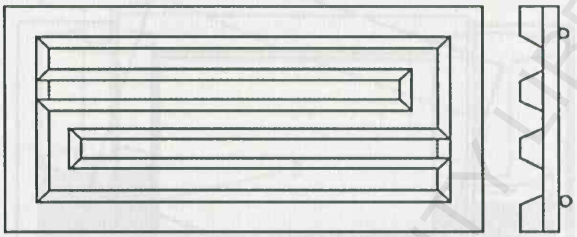


Figura 4.16. Tăviţa de numărare Bogorov (după Newell & Newell, 1977)

F. Modul de lucru

1. Camera de numărare se umple rapid, cu ajutorul unei pipete, cu proba de analizat, după omogenizarea acesteia (Observaţia a), se acoperă cu o lamelă executând o mişcare uşoară de translaţie şi se analizează, în funcţie de dimensiunea zooplancterilor, fie la lupa binoculară, fie la microscop.

2. Toate organismele cuprinse în masa apei, în pelicula superficială şi pe fundul celulei se numără separat, pe specii (Observaţia b). Adeseori este necesar să se ia anumite organisme din camera de numărare pentru a putea fi studiate la o putere de mărire mai mare. Acest lucru se poate face cu ajutorul unei pipete de sticlă prevăzută cu o pară de cauciuc sau cu ajutorul unei anse de wolfram montate în vârful unui beţişor de lemn.

G. Calcul

Numărul de organisme găsit în volumul de apă de analizat se raportează la cantitatea iniţială de apă luată în lucru, folosindu-se relaţia:

$$A = \frac{a \cdot n}{V \cdot v} \qquad (4.11)$$

unde: A – densitatea zooplanctonului, exprimată ca nr. ex./m^3 (proba inițială);
a – numărul de organisme înregistrate în camera de numărare;
n – volumul probei concentrate, în ml;
V – volumul de apă trecut prin fileul planctonic, în m^3;
v – volumul camerei de numărat, în ml.

H. Determinarea biomasei zooplanctonului

Biomasa zooplanctonului poate fi exprimată sub formă de volum sedimentat, volum dezlocuit, greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată (organică). Determinarea biomasei se poate face în mod direct, prin cântărirea zooplancterilor la o balanță, sau în mod indirect, prin măsurarea volumului realizat de zooplancton și transformarea unităților de volum în unități de greutate.

O metodă directă de estimare aproximativă a biomasei constă în *măsurarea volumului sedimentat*. Pentru aceasta conținutul recipientului cu proba concentrată de zooplancton se varsă într-un cilindru gradat, se amestecă ușor cu o baghetă de sticlă, se lasă un timp suficient pentru ca tot planctonul să se depună complet pe fundul cilindrului (~24 ore) și se măsoară volumul realizat de zooplancton. Considerând că densitatea organismelor planctonice este apropiată de cea a apei (adică ceva mai mult de 1 g/cm^3), unitățile de volum sunt convertite în unități de greutate (1 ml ≈ 1 g).

În mod alternativ, biomasa poate fi estimată prin *determinarea volumului dezlocuit* de către plancton. Pentru aceasta, mai întâi se măsoară volumul total al probei concentrate împreună cu lichidul conservant, după care planctonul este filtrat într-o pâlnie cu hârtie de filtru și se măsoară din nou volumul lichidului rezultat. Volumul planctonului se calculează pe baza diferenței dintre cele două volume. Dezavantajul determinării volumului sedimentat și a volumului dezlocuit constă în faptul că acestea iau în calcul și apa dintre organisme.

Determinarea greutății umede a zooplanctonului se face după ce a fost înlăturat tot excesul de apă. Pentru aceasta, proba totală de zooplancton se filtrează prin hârtie de filtru, iar planctonul reținut pe

filtru se tamponează cu o hârtie de sugativă pentru a absorbi apa care aderă la suprafaţa organismelor. Hârtia de sugativă se înlocuieşte până când nu mai absoarbe apă din masa de plancton. Trebuie avut grijă ca organismele zooplanctonice să nu fie strivite, ceea ce ar duce la pierderea apei de constituţie. Apoi zooplanctonul se cântăreşte la balanţa analitică.

Pentru *determinarea greutăţii uscate* se procedează în felul următor (Observaţia c):

1. O hârtie de filtru Whatman GF/G se cântăreşte şi se umezeşte cu apă distilată în pâlnia dispozitivului de filtrare cuplat la o pompă de vid (vezi Metoda 4.1.1., Secţiunea F, fig. 4.1).

2. Pe hârtia de filtru se introduce proba de zooplancton şi se filtrează la o presiune de aproximativ 250 mm col. Hg până la eliminarea totală a apei. Sarea rămasă pe filtru sau printre organisme este înlăturată prin clătire cu apă distilată sau cu o soluţie izotonică de format de amoniu ($HCOONH_4$ 6.0-6.5% w/v) şi care apoi se elimină de asemenea prin sucţiune.

3. După eliminarea apei, filtrul împreună cu organismele pe care le conţine se usucă în etuvă până la o greutate constantă la 60-70°C. Până la cântărire filtrul cu proba se va ţine în exicator.

4. Filtrul se cântăreşte din nou şi se calculează greutatea uscată a zooplanctonului ca fiind diferenţa dintre greutatea obţinută şi greutatea iniţială a filtrului.

Pentru *determinarea greutăţii calcinate* (*organice*) mai întâi se determină greutatea uscată zooplanctonului. Apoi proba de zooplancton se introduce într-un creuzet de porţelan şi se calcinează într-un cuptor electric până la o greutate constantă la 450-500°C. După calcinare materialul se răceşte în exicator şi se cântăreşte din nou. Greutatea calcinată se calculează prin scăderea greutăţii probei după calcinare din greutatea uscată.

Determinarea indirectă a greutăţii. Din cauza dimensiunilor foarte mici ale organismelor zooplanctonice, determinarea biomasei prin cântărire este adeseori dificilă. Din acest motiv, estimarea biomasei zooplanctonului se face cel mai frecvent în mod indirect, pe baza unor corelaţii dintre dimensiunea organismelor şi volumul sau greutatea lor.

Relația dintre greutatea organismului și lungimea sa poate fi exprimată cu ajutorul formulei:

$$W = aL^b \text{ sau } \log W = \log a + b \log L \qquad (4.12)$$

unde: W – greutatea organismului;
L – lungimea corpului;
a și b – constante (cel mai frecvent $b \approx 3$).

Lungimea corpului se măsoară cu exactitate cu ajutorul unui ocular-micrometru montat pe un microscop. Organismele de ordinul câtorva milimetri pot fi măsurate sub lupa binoculară după ce au fost plasate pe o lamă de sticlă care prezintă o riglă fină (de aproximativ 20 mm lungime). Animalele cu corpul curbat trebuie întinse. Dacă organismul este deteriorat, astfel încât măsurarea lungimii totale a corpului este imposibilă, estimarea lungimii corpului se poate face prin măsurarea lungimii anumitor părți ale corpului (de ex. a carapacei sau uropodelor, care sunt ușor de măsurat și prezintă o creștere proporțională cu lungimea corpului) și prin folosirea unui factor de conversie adecvat.

Pentru determinarea biomasei se pot folosi, de asemenea, tabele speciale care conțin greutățile medii ale zooplancterilor din anumite regiuni geografice (vezi de ex. tabelele AZCERNIRO de la Anexa 5).

I. Observații

(a) Proba totală se omogenizează prin scuturare viguroasă și nu prin agitarea recipientului în plan orizontal. Învârtirea flaconului într-un singur plan va produce un curent circular al lichidului care va avea un efect de sortare a planctonului datorită forței centrifuge. Astfel, organismele mai mici vor avea tendința de a fi antrenate de vârtej la periferia lichidului, în timp ce organismele mai mari vor tinde să rămână în apropierea centrului.

(b) Dacă numărul de organisme din camera de numărare este prea mare, se recomandă diluarea subprobei de 100 de ori și examinarea unei cantități din subproba astfel diluată. În acest caz rezultatul numărătorii se înmulțește cu 100.

(c) Determinarea greutății uscate sau a greutății calcinate trebuie să se facă pe organisme vii, deoarece în cazul organismelor fixate cu formol volumul și greutatea probelor de zooplancton scade cu timpul. În cazul în care există numai organisme fixate, determinarea greutății uscate sau a greutății calcinate se va face la aproximativ o lună după fixare, atunci când greutatea oarecum se stabilizează.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 5

STUDIUL NECTONULUI

5.1. Analiza calitativă a nectonului

A. Generalităţi

Peştii reprezintă componenta cea mai importantă a nectonului, având în acelaşi timp şi cea mai mare importanţă economică. Studiul compoziţiei şi structurii populaţiilor de peşti marini prezintă anumite dificultăţi, atât din cauza întinderii considerabile a mediului marin, cât şi a dimensiunilor extrem de variabile şi a mobilităţii extraordinare a peştilor.

B. Materiale necesare

1. Chei de determinare pentru peşti.
2. Riglă gradată în milimetri sau şubler.
3. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,01 g.
4. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 50×.

C. Utilaje şi procedee de colectare

Colectarea peştilor în scopuri ştiinţifice se face cu ajutorul sculelor filtratoare (plaselor), al undiţelor şi al capcanelor.

Din categoria sculelor filtratoare pentru capturarea peştilor se folosesc atât unelte de pescuit activ (năvoade, traule), cât şi unelte de pescuit pasiv (taliene, carmace, setci). Dimensiunile ochiurilor sculelor filtratoare sunt variabile în funcţie de specia-ţintă, fiind reglementate prin legislaţie, dar în general pentru pescuitul ştiinţific sunt permise plase cu ochiurile mai mici decât pentru pescuitul industrial.

Colectarea activă se face cu ajutorul *năvodului*. În principiu, năvodul este format dintr-o plasă dreptunghiulară de 2-2,5 m înălţime şi

200-250 m lungime, ale cărei ochiuri au dimensiunea de 20-25 mm. Plasa este prevăzută în porțiunea din mijloc cu un sac numit matiță, confecționat dintr-o plasă cu ochiurile de 10 mm. Marginea superioară a plasei este susținută din loc în loc de flotori, iar cea inferioară este lestată cu ajutorul unor mărgele de plumb. La cele două margini laterale năvodul prezintă doi pari verticali (hadaragi) de capătul cărora este fixată câte o frânghie care formează un unghi. De vârful acestei frânghii în unghi se prinde câte un odgon de circa 100 m lungime prin intermediul căruia se realizează tractarea. Din punctul de vedere al modului de lucru, năvoadele pot fi pelagice sau demersale. Năvoadele demersale pescuiesc speciile de pești care trăiesc în mod obișnuit în apropierea fundului (cod, merluciu, eglefin, sturioni etc.). Năvoadele pelagice se folosesc pentru capturarea bancurilor de pești în apropierea suprafeței apei (hamsie, șprot, stavrid, hering, macrou etc.). Viteza de tractare a năvoadelor este de 1-3 noduri, iar durata tractării variază între 15 minute și câteva ore. Năvoadele pot fi tractate de la mal sau de una sau două nave.

Volocul este o unealtă filtratoare activă asemănătoare cu năvodul, dar a cărei plasă nu depășește 2 m lungime și 1-1,8 m înălțime.

Traulul reprezintă la ora actuală unealta cea mai utilizată pentru pescuitul industrial al peștilor demersali. Traulul de tip Vigneron-Dahl (fig. 5.1) constă dintr-un sac conic de plasă de dimensiuni mari, din fibre de relon. În general, dimensiunile ochiurilor plasei descresc către capătul posterior al sacului. Părțile laterale ale sacului sunt extinse în lateral prin niște aripi de plasă atașate prin intermediul unor cabluri lungi (chingi) de circa 50 m de niște panouri deflectoare dreptunghiulare mari. Aceste panouri deflectoare sunt tractate cu ajutorul a două cabluri rezistente din oțel, care sunt prinse în așa fel încât presiunea apei să determine divergența panourilor în timp ce acestea sunt tractate, menținând gura plasei larg deschisă în plan orizontal. Marginea superioară a deschiderii traulului este susținută de o funie de circa 30-40 m lungime și de care sunt prinși numeroși flotori metalici goi în interior și care mențin traulul la câteva zeci de centimetri deasupra fundului. Marginea inferioară a deschiderii traulului este prevăzută cu o funie mult mai lungă, de circa 45-55 m lungime, care în

timpul traulării se târăşte pe fund la o oarecare distanţă în spatele marginii superioare. Funia inferioară este confecţionată din oţel rezistent şi poartă în partea sa centrală mai multe role de oţel mari, de circa 60 cm în diametru, iar pe părţile laterale câteva discuri mari de cauciuc. Aceste role şi discuri au rolul de a preveni agăţarea traulului de neregularităţile fundului şi de a deranja peştii care stau pe fund. Către capătul îngustat al pungii traulul poate prezenta o cortină verticală din plasă care atârnă în jos şi care funcţionează ca o valvă ce împiedică peştii să scape din partea posterioară a traulului atunci când acesta se opreşte din tractare. Vârful sacului este strâns legat cu o funie care permite golirea plasei după ce aceasta a fost ridicată pe puntea de lucru. Lansarea şi virarea traulului se face cu ajutorul unui vinci puternic instalat pe punte, iar pentru manevrarea traulului părţile laterale ale traulerului sunt prevăzute cu o pereche de scripeţi ce proemină în afara bordului.

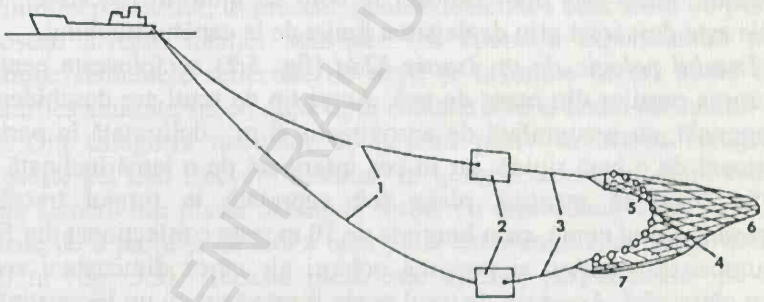


Figura 5.1. Traul Vingeron-Dahl: 1 – cabluri de remorcare; 2 – panouri deflectoare; 3 – chingi; 4 – sfoara superioară cu flotori; 5 – sfoara inferioară cu bobine; 6 – sacul traulului; 7 – aripile laterale (după Lamotte & Bourlière, 1971)

Pentru lansarea traulului nava este manevrată cu bordul de lucru contra vântului. Cablul este desfăşurat până când panourile deflectoare sunt scufundate complet, după care este coborâtă peste bord plasa traulului. Apoi, în timp ce cablul este desfăşurat în continuare, traulerul

se deplasează înainte cu viteză maximă urmând un curs cotit către bordul de lucru. Cele două cabluri de remorcare prezintă din loc în loc marcaje care indică lungimea cablului desfăşurat şi care trebuie să fie de lungimi egale pentru a asigura o tractare corectă a traulului. Viteza de traulare depinde de puterea navei, dar în general este în jur de 3 noduri. Lungimea cablului de remorcare trebuie să fie de aproximativ 3 ori mai mare decât adâncimea de traulare. Cablurile sunt fixate în pupa, având grijă ca în timpul traulării acestea să nu se încurce în jurul elicei.

De regulă, prima traulare este scurtă, pentru a estima cantitatea de peşte capturat. Durata fiecărei traulări este stabilită apoi în funcţie de volumul capturii precedente, putând varia între 15 minute şi câteva ore. Traulul nu trebuie suprasolicitat, pentru a se preveni ruperea plasei.

Pentru virarea plasei, cablurile sunt eliberate de la pupa şi înfăşurate cu ajutorul scripeţilor pe tamburul vinciului. Nava se deplasează înainte întorcându-se treptat cu bordul de lucru contra vântului, după care panourile deflectoare sunt urcate până la nivelul scripeţilor. Plasa este apoi ridicată la bord cu ajutorul macaralei, iar peştele este descărcat prin dezlegarea funiei de la capătul traulului.

Traulul pelagic de tip Isaaks-Kidd (fig. 5.2) se foloseşte pentru capturarea peştilor din masa de apă. Acest tip de traul are deschiderea pentagonală, cu o suprafaţă de aproximativ 8 m^2, delimitată în partea superioară de o bară rigidă, iar în cea inferioară de o lamă înclinată în aşa fel încât să menţină plasa sub suprafaţă în timpul tractării (depresor). Sacul conic, cu o lungime de 10 m, este confecţionat din fire de bumbac sau nailon şi prezintă ochiuri ale căror dimensiuni scad treptat către vârf. Acest tip de traul poate fi prevăzut cu un înregistrator de adâncime, iar adâncimea la care se află poate fi monitorizată cu ajutorul hidrofoanelor, prin ataşarea de traul a unui emiţător de sunete sensibil la presiune şi a cărui frecvenţă a impulsurilor variază odată cu adâncimea. Este tractat cu o viteză de 3-6 noduri şi poate colecta probe de până la 1000 m adâncime.

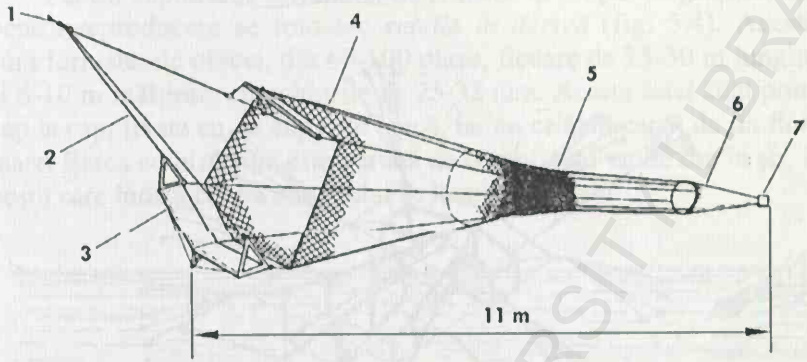


Figura 5.2. Traul pelagic Isaaks-Kidd: 1 – cablu de remorcare; 2 – bride; 3 – depresor; 4 – plasă externă cu ochiurile de 6-7 cm; 5 – plasă intermediară cu ochiurile de 1,25 cm; 6 – plasă internă cu ochiurile fine; 7 – păhărel colector (după Newell & Newell, 1977)

Dacă în trecut succesul traulării se baza numai pe experienţa sau pe intuiţia pescarilor, în prezent, pentru detectarea bancurilor de peşti se folosesc diverse tehnici acustice. Un operator experimentat poate distinge semnalele reflectate de peşti şi în unele cazuri poate chiar identifica anumite specii după tipul caracteristic al undei reflectate.

Din categoria uneltelor de pescuit pasiv în Marea Neagră se foloseşte cel mai frecvent *talianul*. În general, acesta se compune din două camere din plasă, denumite torbe, cu dimensiunile de 5×4×3 m, situate de o parte şi de alta a unei plase dreptunghiulare lungi de 200-250 m (fig. 5.3). Această plasă este aşezată perpendicular pe linia ţărmului. Fiecare torbă prezintă câte o deschidere verticală în forma literei V, cu unghiul îndreptat spre interior. Plasa şi torbele sunt bine ancorate de fund, iar pereţii laterali sunt menţinuţi în poziţie verticală fie cu ajutorul unor pari de lemn, fie cu ajutorul unor flotori. Când bancurile de peşti care se deplasează în lungul coastei dau de obstacolul format de plasa situată perpendicular faţă de linia de coastă, încearcă să o ocolească şi, mergând de-a lungul acesteia, intră în torbele-capcană, de unde nu mai pot ieşi. De regulă, talienele se instalează primăvara şi se scot toamna, iar captura se verifică în fiecare dimineaţă.

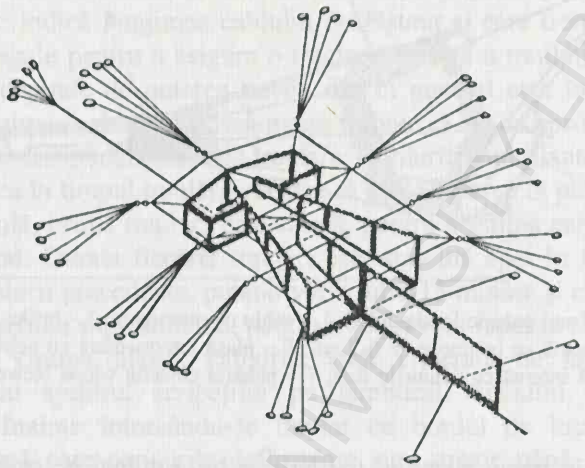


Figura 5.3. Talian ancorat (după Gomoiu, 1976)

Pentru prinderea sturionilor se folosesc instalații fixe speciale denumite *carmace*. Acestea sunt formate dintr-o frânghie lungă, de 20-25 mm grosime, de care se prind la intervale de 25-30 cm corzi verticale mai subțiri, la capătul cărora se află câte un cârlig de oțel foarte ascuțit de circa 10 cm lungime. Întreaga instalație este susținută de flotori și ancorată de fund cu greutăți. Carmacele se instalează mai ales în fața gurilor Dunării, în calea migrațiilor sturionilor, fie în masa apei, fie pe fund și se verifică zilnic dacă există sturioni prinși în cârlige.

Peștii migratori se prind cu plase speciale numite *setci*. Acestea constau dintr-o plasă cu ochiurile de 4-5 cm, dublată de o altă plasă ce prezintă ochiuri mult mai mici (setcă cu sirec). Setcile sunt menținute în poziție verticală cu ajutorul unor flotori de plută prinși din loc în loc în partea superioară și de greutăți sub formă de mărgele de plumb în partea inferioară. Setcile se instalează pe pari în locurile prin care se realizează migrațiile peștilor.

Pentru capturarea scrumbiei de Dunăre în timpul migrațiilor sale pentru reproducere se folosesc *setcile în derivă* (fig. 5.4). Acestea sunt formate, de obicei, din 60-100 plase, fiecare de 25-30 m lungime și 6-10 m înălțime, cu ochiurile de 25-32 mm. Aceste setci sunt prinse cap la cap, fixate cu un capăt de barcă, iar cu celălalt capăt de un flotor mare. Barca cu instalația este purtată de curenți mai multe ore în șir, iar peștii care înoată contra curentului se încurcă în plasă.

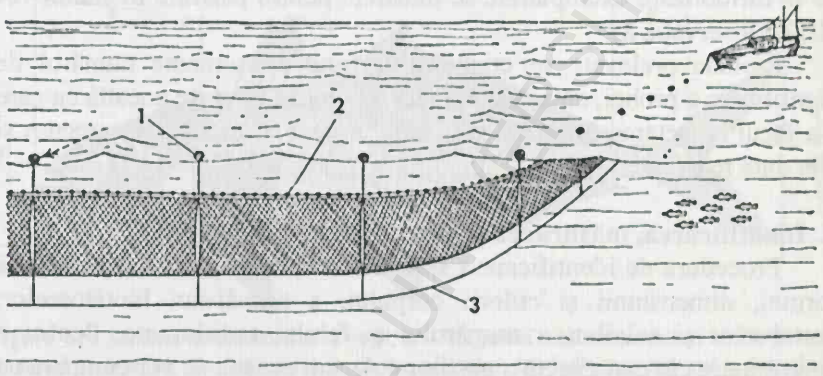


Figura 5.4. Setca în derivă: 1 – flotori; 2 – frânghia cu flotori de plută; 3 – frânghia cu greutăți de plumb (după Tait, 1971)

O altă unealtă fixă este *ava*. Aceasta este asemănătoare cu setca, dar nu prezintă plasa adițională (sirecul). Avele se prind mai multe cap la cap, se fixează cu greutăți de fund și se mențin în poziție verticală cu ajutorul unor plutitori. Avele se folosesc mai ales pentru prinderea sturionilor mai mici sau al calcanilor. Peștii se încurcă în plasă în timp ce încearcă să treacă prin aceasta. Dimensiunile ochiurilor sunt alese în așa fel încât capul peștelui să treacă prin plasă iar partea mijlocie a corpului nu. Atunci când peștii încearcă să se zbată pentru a ieși înapoi, aceștia se prind de plasă cu operculele și nu mai pot scăpa.

D. Conservarea și păstrarea probelor

Peștii se fixează pentru cel puțin 24 ore în formol 10% neutru tamponat (100 ml formaldehidă 37% + 900 ml apă marină + 4g fosfat

monobazic de sodiu $NaH_2PO_4 \cdot H_2O$ + 6,5 g fosfat dibazic de sodiu Na_2HPO_4). Volumul lichidului fixator trebuie să fie de aproximativ 10 ori mai mare decât volumul peştilor. Peştii se conservă întregi, dar pentru o pătrundere mai bună a fixativului în ţesuturi cavitatea abdominală se deschide printr-o incizie ventrală de la orificiul anal până la arcurile branhiale. Exemplarele mai mari se injectează cu formol în cavitatea visceral şi în musculatura dorsală. După câteva zile de la formolizare exemplarele se transferă pentru păstrare în etanol 70-80% (Observaţia a).

Probele prelevate se etichetează, fiind consemnate numărul de identificare a probei, data, ora şi locul recoltării, tipul de unealtă cu care s-a făcut colectarea, numele celui care a efectuat recoltarea, precum şi alte date relevante.

E. Identificarea, măsurarea şi cântărirea peştilor

Procedura de identificare a speciilor de peşti constă în observarea formei, dimensiunii şi culorii corpului, a numărului înotătoarelor, vertebrelor şi solzilor, a numărului şi felului radiilor etc. Pentru o determinare cât mai exactă a peştilor colectaţi aceştia se vor compara cu desene şi fotografii sau cu exemplare din colecţiile ştiinţifice determinate în prealabil de către specialişti.

Pentru biometria peştilor cel mai des se utilizează următoarele măsurători (fig. 5.5):

Lungimea totală a corpului (*L*) reprezintă lungimea dintre vârful botului şi extremitatea lobilor înotătoarei caudale (dacă aceştia sunt inegali se ia lobul cel mai lung);

Lungimea standard (*l*) reprezintă lungimea corpului fără înotătoarea caudală;

Înălţimea maximă a corpului (*H*) se măsoară în partea cea mai înaltă a corpului;

Înălţimea minimă a corpului (*h*) reprezintă înălţimea pedunculului caudal puţin înainte de baza caudalei;

Grosimea corpului sau *lăţimea maximă* (*Gr*) este distanţa maximă dintre flancuri;

Lungimea capului (*c*) se măsoară între vârful botului şi marginea posterioară a operculului.

Lungimea pedunculului caudal (*p*) se măsoară de la verticala marginii posterioare a înotătoarei anale până la baza înotătoarei caudale;

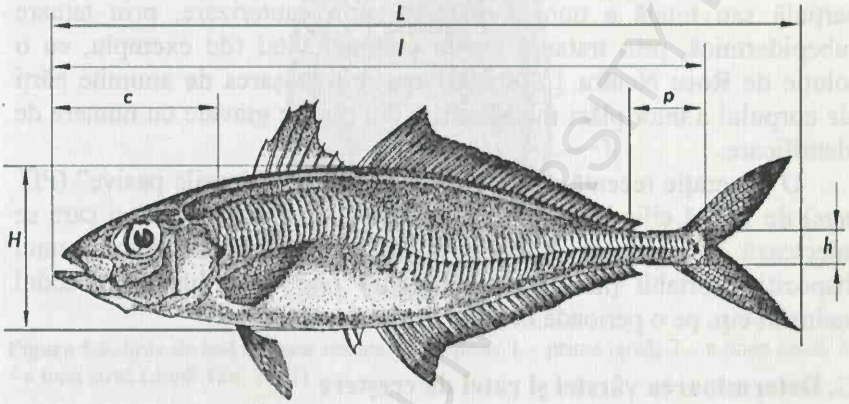


Figura 5.5. Schema măsurătorilor la peşti: *L* – lungimea totală a corpului; *l* – lungimea standard a corpului; *H* – înălţimea maximă a corpului; *h* – înălţimea minimă a corpului; *c* – lungimea capului; *p* – lungimea pedunculului caudal (după Bănărescu, 1964)

Stabilirea greutăţii individuale a peştilor se face prin cântărirea la balanţa analitică a exemplarelor proaspete, congelate sau conservate în formol. În orice caz, trebuie ţinut cont de faptul că greutatea peştilor poate varia rapid în limite destul de largi (până la 20-30% în decurs de 4 ore) din cauza pierderilor de apă din corp. De aceea, pentru a compara biomasele obţinute pe material proaspăt sau conservat se impune utilizarea unor factori de conversie.

F. Marcarea peştilor

Marcarea peştilor se foloseşte în special pentru urmărirea migraţiilor, dar poate fi utilizată şi pentru estimarea indirectă a efectivelor unei populaţii piscicole (vezi Metoda 5.2).

Marcarea se efectuează cu mare atenţie, ştiut fiind faptul că marcajele intens colorate pot atrage prădătorii, iar cele foarte mari

îngreunează înotul sau se pot agăţa de diferite elemente submerse, fiind posibilă şi infectarea zonelor de fixare. De asemenea, marcajele trebuie să persiste un timp cât mai îndelungat.

În practica curentă se folosesc numeroase tipuri de marcaje şi modalităţi de fixare a acestora. Marcarea se poate face prin amputarea parţială sau totală a unor înotătoare, prin cauterizare, prin tatuare subepidermică, prin tratarea cu un colorant vital (de exemplu, cu o soluţie de Roşu Neutru 1:300.000) sau prin ataşarea de anumite părţi ale corpului a unor plăci metalice sau din plastic gravate cu numere de identificare.

O generaţie recentă de marcaje o constituie "cipurile pasive" (PIT tags) de formă cilindrică (10×2,1 mm), încorporate în sticlă şi care se injectează în cavitatea abdominală. Ele se citesc cu ajutorul unui dispozitiv portabil (*hand-held excitatory unit*) care identifică codul inclus în cip, pe o perioadă de timp de tipul anilor.

G. Determinarea vârstei şi ratei de creştere

Stabilirea vârstei şi ratei de creştere a peştilor este utilă pentru evaluarea efectului calităţii mediului acvatic asupra populaţiilor de peşti. Metoda de stabilire a vârstei peştilor constă în individualizarea şi numărarea zonelor de creştere de pe solzi. Aceste zone se formează câte una pe an şi sunt numite inele anuale, zone de creştere sau annuli. Ele reprezintă perioade alternative de creştere rapidă sau lentă în funcţie de anotimp.

Inelele anuale se formează pe partea externă a solzilor prin depunerea unor plăci calcaroase numite sclerite, al căror număr se măreşte odată cu creşterea, concomitent cu reducerea dimensiunilor lor (fig. 5.6).

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

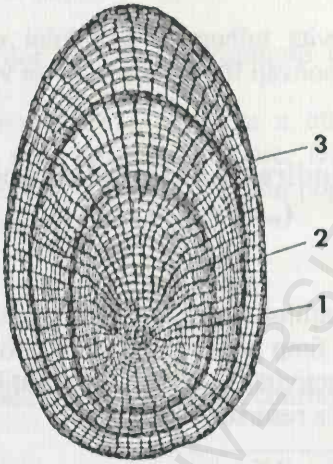


Figura 5.6. Solz de cod cu inele anuale de creştere: 1 – prima iarnă; 2 – a doua iarnă; 3 – a treia iarnă (după Tait, 1971)

Pentru determinarea vârstei peştilor se vor recolta solzi din jumătatea superioară a zonei mediane a corpului, unde aceştia sunt mai mari şi dispuşi simetric, respectiv din aceeaşi zonă în cazul fiecărui individ recoltat. Se vor recolta mai mulţi solzi de la acelaşi individ (cel puţin 20-30 solzi), deoarece zonele de creştere pot fi mai evidente la un solz sau altul, iar în cazul unor specii solzii crescuţi în urma regenerării nu prezintă zone de creştere.

Solzii se spală cu apă distilată, se degresează cu o soluţie de amoniac 3-5%, se montează în glicerină-gelatină pe o lamă de sticlă şi se observă sub lupa binoculară (citoplast) la o mărire de 8-25×.

În funcţie de vârstă peştii sunt împărţiţi în următoarele categorii:

Clasa 0 – peşti cu o vârstă sub un an complet;

Clasa I – peşti cu vârsta cuprinsă între 1 şi 2 ani;

Clasa II – peşti cu vârsta cuprinsă între 2 şi 3 ani;

Clasa III – peşti cu vârsta cuprinsă între 3 şi 4 ani ş.a.m.d.

BCU "Ovidius" Constanța UNIVERSITY LIBRARY

H. Observații

(a) Pentru a evita tulburarea lichidului conservant, înainte de trecerea peștilor formolizați în alcool aceștia se vor spăla bine cu apă de robinet.

5.2. Estimarea indirectă a efectivelor populațiilor de pești („metoda Petersen")

A. Generalități

Urmărirea variațiilor stocului unei populații de pești dintr-o anumită perioadă de timp poate oferi date prețioase pentru cunoașterea dinamicii și productivității acestei populații, precum și pentru gestionarea rațională a resurselor halieutice.

B Principiul metodei

Această metodă prevede efectuarea a două pescuiri succesive în același acvatoriu (Observația a). Peștii capturați în urma primului pescuit sunt marcați printr-unul din procedeele de la Metoda 5.1, Secțiunea F și apoi eliberați (Observația b). După un anumit timp, suficient ca peștii marcați să se răspândească în mod aleatoriu printre peștii nemarcați, se efectuează cel de-al doilea pescuit (Observația c). Principiul metodei constă în faptul că raportul peștilor marcați față de efectivul total al populației este același ca și cel al peștilor marcați și recapturați față de cel al peștilor capturați în urma celui de-al doilea pescuit, adică $m/N = r/c$.

C. Calcul

$$N = \frac{mc}{r} \qquad (5.1)$$

unde: N – efectivul total al populației;

m – numărul peștilor capturați și marcați în urma primului pescuit;

c –numărul total al peştilor capturaţi în urma celui de-al doilea pescuit;

r – numărul peştilor marcaţi şi recapturaţi în urma celui de-al doilea pescuit.

Această formulă reprezintă o estimare a efectivului populaţiei atunci când eşantionul este suficient de mare. Din punct de vedere statistic, însă, o estimare mai bună a efectivului populaţiei este dată de următoarea formulă (Observaţiile d şi e):

$$N = \frac{m(c+1)}{r+1} \qquad (5.2)$$

Eroarea standard pentru N se calculează conform relaţiei:

$$SE(N) = N\sqrt{\frac{(N-m)(N-c)}{mc(N-1)}} \qquad (5.3)$$

D. Observaţii

(a) Deoarece comunităţile nectonice marine prezintă o diversitate specifică foarte mare, această metodă poate fi utilizată doar pentru evaluarea stocurilor monospecifice sau pentru studiul dinamicii populaţiilor.

(b) Pentru ca rezultatele obţinute prin această metodă să fie corecte, capturarea şi marcarea indivizilor trebuie să fie cât mai netraumatizantă, iar peştii marcaţi trebuie să fie identificaţi cu uşurinţă în timpul celui de-al doilea pescuit (să nu-şi piardă marcajele). În afară de aceasta, exemplarele eliberate nu trebuie să fie capturate mai uşor decât cele nemarcate, adică procedeul de marcare nu trebuie să afecteze vitalitatea peştilor.

(c) În intervalul de timp dintre cele două pescuiri succesive numărul de indivizi nu trebuie să prezinte variaţii semnificative ale efectivului populaţiei cauzate de creşterea, reproducerea, mortalitatea naturală sau de migraţia peştilor.

(d) Pentru o estimare cât mai precisă a stocului unei populații piscicole, numărul peștilor marcați și recapturați trebuie să fie mai mare de 7 ($r \geq 7$).

(e) Formulele (5.2) și (5.3) sunt aplicabile doar atunci când eficiența pescuitului, dată de raportul *r/m*, este foarte mare.

5.3. Analiza conținutului gastrointestinal la pești

A. Generalități

Unele date asupra modului de hrănire a peștilor pot fi obținute prin observarea acestora în acvarii. Această metodă însă nu oferă o imagine veridică asupra preferințelor de hrănire în condiții naturale. Rezultatele cele mai bune asupra nișei trofice a unor specii de pești se pot obține prin investigarea calitativă și cantitativă a conținutului tubului digestiv. Mai nou, metodele observației directe cu ajutorul scafandrului autonom sau al submersibilelor deschid noi posibilități pentru studiul nutriției și comportamentului alimentar al peștilor în mediul lor natural de viață.

B. Principiul metodei

Sacrificarea peștilor capturați, extragerea tubului digestiv și analiza componentelor ingerate sub lupa binoculară.

C. Materiale necesare

1. Riglă sau ruletă gradată milimetric.
2. Balanță analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.
3. Bisturiu.
4. Cutii Petri.
5. Pensete cu vârful fin.
6. Lupă binoculară (stereomicroscop) cu o putere de mărire de 100×.

D. Modul de lucru

1. Din captura de pește se ia un anumit număr de exemplare și se triază pe specii.

2. Peștii din fiecare specie se măsoară și se cântăresc individual, după care fiecărui individ i se aplică câte o incizie în tegumentul și

musculatura liniei medio-ventrale de-a lungul întregului corp, se extrage tractusul digestiv şi se conservă în formol 4% (Observaţia a).

3. Fiecare stomac se disecă la rândul lui şi se spală cu apă într-o cutie Petri, iar bolul alimentar se cântăreşte în întregime la o balanţă analitică.

4. Conţinutul gastrointestinal se analizează sub lupa binoculară, iar organismele sau fragmentele de organisme care pot fi identificate se separă şi se conservă în alcool 70% (Observaţia b).

5. Pentru fiecare stomac organismele consumate se numără şi se cântăresc separat pe specii. De asemenea, se notează numărul stomacurilor goale şi numărul stomacurilor care conţin hrană neidentificabilă.

E. Calcul

Indicele de frecvenţă (*F*) evidenţiază în procente numărul de stomacuri în care s-a găsit o specie dată şi numărul total de stomacuri analizate conform relaţiei:

$$F = \frac{n_i}{N} \cdot 100 \qquad (5.4)$$

unde: n_i – numărul de stomacuri în care s-a găsit specia *i*;

N – numărul total de stomacuri analizate.

Preferinţele de hrănire se evidenţiază prin calculul *proporţiei ponderale* (*D*) a fiecărui organism prădat (g_i) la greutatea totală a bolului alimentar cu ajutorul formulei:

$$D = \frac{g_i}{G_S} \cdot 100 \qquad (5.5)$$

unde: g_i – greutatea totală a indivizilor speciei *i* din conţinutul gastrointestinal;

G_S – greutatea întregului conţinut gastrointestinal.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Coeficientul de hrănire (C_H) estimează gradul de umplere a tubului digestiv şi se calculează după formula:

$$C_H = \frac{G_S}{G_P} \cdot 10000 \qquad (5.6)$$

unde: G_S – greutatea conţinutului gastrointestinal;
G_P – greutatea peştelui.

F. Observaţii

(a) Pentru a reduce la minim acţiunea enzimelor digestive asupra organismelor ingerate şi după moartea peştilor, eviscerarea şi conservarea tractusurilor gastrointestinale trebuie efectuată imediat după capturare. În cazul în care această operaţiune nu se poate realiza la bordul navei, pentru a împiedica procesele de digestie şi fermentaţie din tractusul gastrointestinal, imediat după capturare peştii se vor injecta cu formol pe gură şi anus.

(b) Deoarece organismele ingerate suferă deja un început de digerare de către sucul gastric, adeseori este foarte dificil să se determine apartenenţa specifică sau chiar cea generică a acestora, mai ales în cazul nevertebratelor cu corpul moale (în special polichete).

BCU IASI/CENTRUL UNIVERSITY LIBRARY

Capitolul 6

STUDIUL BENTOSULUI

6.1. Studiul macroflorei bentonice

Macrofitobentosul marin este alcătuit din algele macroscopice verzi, brune şi roşii şi din fanerogamele marine. Macrofitobentosul este răspândit numai în zona de fund de mică adâncime, care permite realizarea fotosintezei.

6.1.1. Analiza calitativă a macrofitobentosului

A. Generalităţi

Analiza calitativă a macrofitelor marine constă în elaborarea listelor floristice, precum şi în compararea florei din diferite sectoare marine (prezenţă/abundenţă).

B. Principiul metodei

Colectarea macrofitelor marine prin diverse mijloace (manual sau cu ajutorul dragelor târâtoare); sortarea plantelor pe grupe sistematice şi identificarea lor până la nivel de specie.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Deplantator sau cuţit.
2. Găleţi de plastic sau cristalizoare de 5-10 litri.
3. Pungi rezistente de polietilenă de diferite dimensiuni.
4. Tăviţe albe de plastic cu dimensiunile de 40×30 cm.
5. Chei dihotomice pentru determinarea plantelor marine.
6. Pensete cu vârful fin.

BCU "Ion Creangă" UNIVERSITY LIBRARY

7. Ace simple sau spatulate.
8. Plăci de sticlă şlefuită sau din material plastic cu dimensiunile de 30×20 cm.
9. Hârtie cretată sau velină cu dimensiunile de 30×20 cm.
10. Coli de ziar sau sugativă.
11. Tifon.
12. Presă.
13. Coli de ierbar speciale cu dimensiunile de 42×29 cm.
14. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

D. Procedee de colectare calitativă

Recoltarea calitativă a algelor bentonice macroscopice se poate face cu ajutorul unei drage, care poate smulge de pe substrat unele alge în timp ce este târâtă în urma ambarcaţiunii. Mult mai indicată, însă, este colectarea manuală, deoarece aceasta permite desprinderea algelor macroscopice împreună cu partea lor bazală de fixare. De pe pietrele situate la adâncimi mici recoltarea se face prin desprinderea talului algei de pe substrat cu ajutorul unui cuţit. Colectarea manuală a algelor macrofite de la adâncimi mai mari necesită utilizarea scafandrului autonom. În cazul fanerogamelor marine (ca de ex. *Zostera marina*) colectarea se realizează prin scoaterea din sediment a rizomilor şi rădăcinilor cu ajutorul unui deplantator sau cuţit.

Algele sau fanerogamele marine colectate se introduc în pungi de plastic cu puţină apă. În interior se introduce şi o etichetă care să conţină informaţii privind data, locul, adâncimea colectării şi tipul de substrat.

E. Conservarea şi păstrarea probelor

Conservarea macrofitelor se face cu o soluţie de formol 1%. Plantele se pot păstra în lichidul conservant în recipiente de plastic sau de sticlă. Păstrarea macrofitelor în lichide conservante prezintă însă dezavantajul că în timp acestea se pot decolora. Mult mai indicată este erborizarea macrofitelor (vezi Secţiunea G de mai jos), deoarece exemplarele îşi păstrează culoarea şi aspectul natural un timp mult mai îndelungat. Dacă este necesară păstrarea algelor în stare vie, iar

temperatura ambientală este ridicată, algele pot fi transportate şi păstrate un timp oarecare în lăzi frigorifice.

F. Prelucrarea probelor

În laborator macrofitele se spală foarte bine de impurităţi în găleţi de plastic sau în cristalizoare de sticlă. Materialul spălat se introduce în tăvi de plastic cu apă curată, se sortează pe grupe sistematice şi se determină până la nivel de specie.

G. Etalarea, uscarea şi presarea plantelor

Pentru erborizarea macrofitelor, câte un exemplar dintr-o specie determinată se aşază într-o tavă care conţine un strat de apă care să ocupe cam trei sferturi din înălţimea tăvii. Sub planta din tavă se introduce uşor o placă rigidă de sticlă şlefuită sau din material plastic şi pe care s-a aşezat în prealabil o bucată de hârtie cretată sau velină de aceleaşi dimensiuni. Cu ajutorul unei pensete sau al acelor spatulate se răsfiră ramificaţiile şi se potrivesc toate părţile componente ale plantei, astfel încât aceasta să ia o formă cât mai apropiată de cea din mediul său natural de viaţă. Placa, menţinută în poziţie orizontală, se ridică încet din apă astfel încât planta să se fixeze de hârtie în poziţia pe care a avut-o în apă (Observaţia a). Placa scoasă din apă se aşază pentru câteva momente pe un plan înclinat pentru ca excesul de apă să se scurgă. Pentru scurgerea completă a apei, foaia de hârtie pe care se află prinsă planta se desprinde cu grijă de pe placă şi se lipeşte pe un suport vertical (perete de faianţă sau geam) unde se lasă timp de 10-15 minute.

După ce apa s-a scurs în totalitate, hârtia cu planta fixată de ea se aşează între coli de ziar sau sugativă. Pentru a împiedica lipirea plantelor de foliile de ziar sau sugativă în timpul presării acestea se vor proteja cu bucăţele de tifon. Teancurile de coli între care se află hârtiile cu alge sau fanerogame se introduc apoi în presă, care se strânge cu ajutorul şuruburilor, sau peste acestea se aşază greutăţi de câteva kilograme, având grijă ca greutatea să fie uniform distribuită peste întreaga suprafaţă. După aproximativ 30-40 minute, colile de ziar şi bucăţile de sugativă se înlocuiesc cu altele uscate. Peste 2-3 ore colile de ziar şi bucăţile de sugativă se vor înlocui din nou, după care această

operațiune se repetă la fiecare 24 de ore, până la uscarea completă a plantelor.

Plantele astfel uscate, în special algele, vor rămâne lipite de hârtia pe care au fost etalate. Plantele mai suculente și mai groase, care nu se lipesc de hârtie, se fixează prin benzi subțiri de hârtie lipite la capete cu clei transparent sau cu o bandă de scotch transparent.

Hârtia cu planta presată și uscată se lipește apoi pe o coală de ierbar. În colțul din dreapta jos al colii de ierbar se lipește o etichetă pe care se va nota denumirea științifică completă a plantei, denumirea populară, data și locul recoltării, tipul de substrat, adâncimea de la care a fost colectată și numele celui care a efectuat recoltarea.

H. Observații

(a) Ridicarea plăcii se face cu multă grijă, deoarece, dacă placa se înclină prea mult sau se scoate din apă prea repede, algele pot aluneca de pe hârtie sau ramificațiile se pot suprapune.

6.1.2. Analiza cantitativă a macrofitobentosului

A. Generalități

Analiza cantitativă a macrofitobentosului constă în aprecierea numărului de plante și a biomasei acestora pe o unitate de suprafață cunoscută. Densitatea macrofitobentosului se exprimă în număr de plante la metru pătrat de suprafață bentală. În ceea ce privește biomasa, aceasta se poate exprima sub formă de greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată. În toate cazurile, rezultatele se exprimă în g/m^2.

Densitatea și biomasa macrofitelor marine poate suferi ample variații în spațiu și timp. Fluctuațiile populațiilor de plante marine depind de aportul de substanțe nutritive sau de variațiile de temperatură.

B. Principiul metodei

Eșantionarea unei suprafețe de fund cunoscute, fie prin metoda pătratelor, fie prin metoda transectelor; numărarea și cântărirea macrofitelor marine identificate; determinarea densității și biomasei

realizate de către plante prin extrapolarea rezultatelor obținute la metru pătrat.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Carotieră din clorură de polivinil (PVC) de 16 cm diametru și 80 cm lungime, cu muchia de jos oblică și ascuțită sau zimțată, prevăzută în partea de sus cu un dop etanș de 5-7,5 cm diametru și cu un mâner de 45 cm lungime (fig. 6.1).

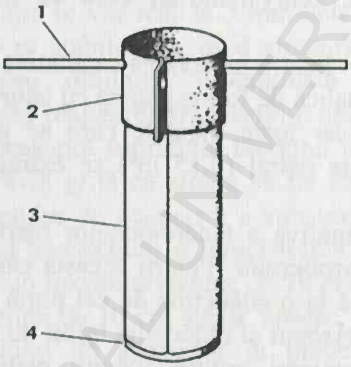


Figura 6.1. Carotieră O'Connor: 1 – tijă metalică; 2 – inel de prindere; 3 – cămașa metalică a tubului de plastic; 4 – inel de oțel ascuțit (după Southwood, 1966, din Gomoiu & Skolka, 2001)

2. Găleți de plastic sau cristalizoare cu o capacitate de 5-10 litri.
3. Pungi rezistente de polietilenă de diferite dimensiuni.
4. Tăvi de plastic adânci.
5. Chei dihotomice pentru determinarea plantelor marine.
6. Site dreptunghiulare cu ochiurile de 2 mm și cu dimensiunile de 60×40×10 cm sau saci din plasă cu ochiurile de 2-4 mm.
7. Balanță analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.
8. Etuvă care permite uscarea la 45, 60 sau 90°C.

D. Utilaje şi procedee de colectare cantitativă

Pentru analiza cantitativă a macrofitelor se va stabili o locaţie care este cea mai reprezentativă pentru sectorul de fund luat în studiu. În cazul ideal, în fiecare locaţie se vor fixa cel puţin două staţii. Una dintre staţii se va alege acolo unde macrofitele prezintă dezvoltarea cea mai luxuriantă, în timp ce cealaltă staţie va fi selectată acolo unde dezvoltarea plantelor poate fi considerată ca fiind medie pentru zona cercetată. În fiecare din cele două staţii se vor alege două sub-staţii care trebuie să fie situate la o distanţă de cel puţin 10 m una faţă de cealaltă şi care trebuie să fie echivalente în ceea ce priveşte dezvoltarea plantelor.

Metoda pătratelor. Pentru prelevarea cantitativă a algelor bentonice se va folosi o ramă metalică de formă pătrată cu latura de 0,5 m. Aceasta se aşază pe substrat, iar toate plantele care se găsesc în interiorul suprafeţei delimitate de pătrat (0,25 m^2) se extrag şi se introduc în pungi de polietilenă.

Eşantionarea cantitativă a fanerogamelor marine se face în mod obişnuit cu ajutorul carotierelor. Pentru aceasta carotiera se introduce forţat în sediment până la o adâncime de cel puţin 40-50 cm pentru a obţine peste 90% din rizomii şi rădăcinile ierbii de mare. Pentru o mai bună penetrare a carotierei printre rizomii plantelor, mişcarea de împingere va fi completată de una de răsucire bruscă în dreapta şi în stânga în jurul axului său. În cazul sedimentelor foarte tasate introducerea carotierei în sediment se poate face cu ajutorul unui ciocan. Pentru o mai bună extracţie a carotei partea de sus se va astupa cu un dop etanş. Fiecare carotă este transferată apoi în câte o găleată. Dacă prelevarea cantitativă se face sub apă, carotele pot fi introduse în saci din plasă, după care se scot la suprafaţă.

Evaluarea cantitativă a macrofitobentosului se poate efectua şi prin observaţii directe asupra macrofitelor cu ajutorul echipamentului de scufundare. Astfel, se pot număra *in situ* a toate algele macrofite de pe o anumită suprafaţă, delimitarea făcându-se, de asemenea, cu ajutorul unei rame pătrate cu latura de 0,5 m. Pentru uşurarea numărării se poate folosi o ramă care prezintă sfori la intervale de 10 cm. Acest lucru permite examinarea unor suprafeţe mai mici (de 0,01 m^2) şi reducerea

erorii cauzate de omiterea sau, din contra, numărarea de mai multe ori a unuia şi acelaşi exemplar. Utilizarea metodei pătratelor permite calculul gradului de acoperire, al densităţii şi frecvenţei plantelor.

Procentul de acoperire a substratului se estimează prin numărarea pătratelor (sau a fracţiunilor acestora) acoperite de fiecare specie în parte.

Pentru calcularea frecvenţei unei specii numărul de pătrate în care specia dată este prezentă se împarte la numărul total de pătrate.

Metoda transectelor lineare. O altă metodă constă în numărarea tuturor algelor întâlnite de-a lungul unei sfori de 10 m lungime. Pentru aceasta în fiecare staţie se vor realiza 5 transecte a câte 10 m lungime fiecare. Transectele se stabilesc în mod aleatoriu, evitându-se pe cât posibil alegerea sau omiterea intenţionată a anumitor locuri (Observaţia a). Pentru realizarea transectului sfoara de 10 m lungime se întinde imediat deasupra suprafeţei fundului într-o direcţie paralelă cu ţărmul. Trebuie avut grijă ca sfoara să fie tot timpul bine întinsă. Aproximarea procentului de acoperire a substratului de către alge se face prin parcurgerea transectului şi înregistrarea prezenţei speciilor de alge care se găsesc sub fiecare diviziune de 10 cm (Observaţia b). Dacă în dreptul unei diviziuni de 10 cm algele lipsesc, se va consemna acest fapt. Calculul gradului de acoperire în procente de către alge a suprafeţei investigate se face conform următoarei formule:

$$\%\ acoperire = \frac{N}{100} \cdot 100 \qquad (6.1)$$

unde: N – numărul înregistrărilor unei alge date;
100 – numărul total de înregistrări (=1000 cm/10 cm);
100 – factor pentru raportarea procentuală.

E. Prelucrarea probelor şi numărarea plantelor

Probele aduse în laborator se spală de sediment şi alte impurităţi în găleţi de plastic sau în cristalizoare. Probele colectate în saci din plase se vor scutura încă de când sunt sub apă pentru a îndepărta cea mai mare parte a sedimentului. În lipsa acestora spălarea probelor se va face

pe o sită dreptunghiulară. Particulele mai grosiere reținute (fragmente de cochilii, detritus) se vor înlătura cu mâna una câte una.

Sortarea pe specii și înlăturarea fragmentelor fine se face cel mai bine într-o tavă adâncă de plastic. Plantele din fiecare specie se numără separat, iar numărul lor se raportează la metru pătrat.

F. Determinarea biomasei

Biomasa macrofitelor bentonice se poate exprima ca greutate umedă (greutatea masei verzi), greutate uscată și greutate calcinată.

Pentru *stabilirea greutății umede* plantele colectate de pe o suprafață cunoscută se spală cu apă de robinet pentru a îndepărta toate corpurile străine și se tamponează cu hârtie de filtru pentru a îndepărta excesul de apă. Acestea se cântăresc separat pe specii la o balanță analitică. Pentru o estimare adecvată a biomasei se vor cântări macroalgele din cel puțin 15 pătrate cu o suprafață de 0,25 m^2.

Pentru *determinarea biomasei uscate* plantele colectate de pe o anumită suprafață se așază pe o hârtie de filtru cântărită în prealabil și se usucă în etuvă la 60°C până la o greutate constantă. După uscare plantele se cântăresc, tot cu hârtia de filtru, la balanța analitică. Se face diferența prin scădere dintre greutatea obținută și greutatea hârtiei de filtru.

Pentru *determinarea greutății calcinate* a plantelor mai întâi se determină greutatea uscată a acestora, după care plantele se introduc într-un cuptor de calcinare și se incinerează la o temperatură de 500-600°C timp de 2 ore. Apoi, cenușa rezultată se scoate din cuptor, se lasă să se răcească în exicator și se cântărește la balanța analitică. Greutatea calcinată se calculează prin scăderea greutății cenușii rezultate din greutatea uscată a plantelor.

G. Observații

(a) Se vor evita transectele stabilite deja de coechiperi, precum și zonele cu schimbări bruște ale pantei, cu fisuri adânci sau cele cu mari întinderi de nisip.

(b) Determinarea exactă a speciilor de alge presupune un grad oarecare de experienţă. De cele mai multe ori determinarea algelor prin metoda transectului se va face până la nivel de gen.

6.2. Studiul macrozoobentosului

Zoobentosul reprezintă gruparea ecologică alcătuită din totalitatea organismelor animale care îşi duc viaţa, în totalitate sau parţial, în strânsă legătură cu substratul. În mod convenţional, macrozoobentosul este reprezentat de acele organisme care sunt reţinute pe sita cu ochiurile de 0,5 mm.

Studiul biocenozelor macrozoobentice se poate realiza atât prin metode de *analiză calitativă* (bazate pe simple liste de prezenţă/absenţă a speciilor), cât şi prin metode de *analiză cantitativă* (bazate pe date numerice ale abundenţei şi biomasei speciilor). La rândul ei, analiza cantitativă poate fi de două tipuri: *cantitativă de proporţie*, când nu face referire la o anumită suprafaţă de substrat (*abundenţă relativă* şi *biomasă relativă*) şi *cantitativă de densitate*, care implică în mod obligatoriu raportarea la o anumită suprafaţă de fund marin (*densitate* şi *biomasă*).

6.2.1. Analiza calitativă a macrozoobentosului

A. Generalităţi

Analiza calitativă constă în elaborarea listelor faunistice şi compararea lor între diferite sectoare marine (date de prezenţă/abundenţă).

B. Principiul metodei

Prelevarea probelor de macrozoobentos cu ajutorul traulelor sau dragelor târâtoare; sortarea macronevertebratelor sub lupa binoculară pe grupe sistematice şi identificarea organismelor animale din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Lopăţică de infanterie.

2. Set de site cu plasa din inox, alamă sau bronz cu ochiurile de 2,0 mm, 1,4 mm, 1,0 mm, 0,71 mm, 0,5 mm şi 0,25 mm. Sitele trebuie verificate periodic pentru a vedea dacă ochiurile lor nu sunt deformate sau colmatate cu particule de sediment.

3. Borcane cu dop rodat sau recipiente de plastic cu dop înşurubat, cu gâtul larg şi cu un volum de 250-500 ml.

4. Tăviţe albe de plastic cu dimensiunile de 30×15 cm.

5. Cutii Petri.

6. Pensete cu vârful fin.

7. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

8. Chei dihotomice pentru determinarea speciilor de macronevertebrate bentonice.

D. Utilaje şi procedee de colectare calitativă a probelor

Pentru prelevarea probelor de macrozoobentos se folosesc diferite metode şi utilaje în funcţie de scopul cercetării şi de natura fundului.

Sedimentele litorale. În cazul substratului nisipos sau nisipos-mâlos metoda cea mai simplă de eşantionare calitativă constă în săparea sedimentelor cu ajutorul unei lopeţi şi fărâmiţarea conţinutului lopeţii printre degete pentru a detecta organismele. În cazul substratului dur organismele pot fi colectate manual de pe suprafeţele expuse sau de pe cele adăpostite faţă de acţiunea valurilor, de pe suprafeţe nude sau acoperite de alge, din fisuri, de pe sub pietre sau din mici ochiuri cu apă.

Sedimentele sublitorale. Pentru studiul calitativ al organismelor sublitorale se folosesc două mari categorii de metode: *metode de eşantionare de la distanţă*, prelevarea efectivă a organismelor bentonice de la bordul unei ambarcaţiuni cu ajutorul unor utilaje speciale şi *metode vizuale*, care la rândul lor pot fi *directe* (pătrunderea omului în mediul marin cu ajutorul scafandrului autonom sau cu submersibile) şi *indirecte* (fotografierea şi filmarea submarină).

Pentru prelevarea calitativă şi semi-cantitativă a epifaunei de pe substrat mobil se folosesc diferite tipuri de traule şi drage. Acestea se

imersează cu ajutorul unui vinci montat pe ambarcațiunea ancorată la baliza de marcare a stației de prelevare. În general, lungimea cablului cu care se lansează traulele și dragele trebuie să fie de 2,5-3 ori mai mare decât adâncimea de la care se prelevează probele.

Traulul se folosește, în general, pentru capturarea organismelor din apropierea fundului și care se deplasează rapid (în special pești demersali), dar poate recolta și o bună parte a macrofaunei epibentice sedentare și vagile.

Traulul cu grindă (fig. 6.2) se folosește mai ales pentru pescuitul comercial al crevetelor și peștilor bentonici, dar a fost adaptat și pentru studiul științific al macrofaunei bentonice. Gura plasei este menținută deschisă de o grindă din lemn sau din metal de 2-10 m lungime, având la capete patine metalice pentru alunecare. Plasa este sub forma unui sac conic alungit, cu ochiurile de 12,5 mm, iar de marginea de jos a deschiderii traulului este prins un lanț din zale de fier care răscolesc sedimentele superficiale. Faptul că traulele sunt târâte pe fund pe distanțe mari permite prelevarea speciilor a căror densitate este în general mică, dar care au o răspândire largă.

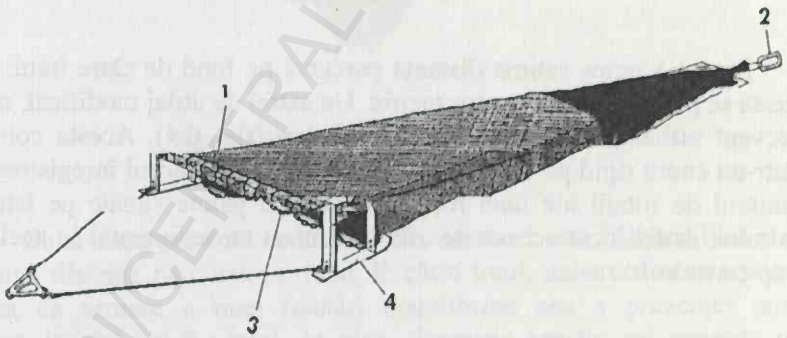


Figura 6.2. Traul cu grindă de 6 m lățime: 1 – grindă de lemn; 2 – lest; 3 – lanț pentru răscolirea sedimentelor; 4 – patine (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Traulul de tip Agassiz sau *Blake* (fig. 6.3) este, în principiu, un traul cu grindă, care are două fețe și două lanțuri de răscolire a

sedimentelor şi care poate colecta probe indiferent pe ce latură ajunge pe fund. Acesta se foloseşte mai ales pentru prelevarea organismelor de la adâncimi foarte mari. Sacul de colectare are ochiurile de 20 mm, iar capătul posterior poate avea ochiurile de 10 mm. Plasa sacului poate fi protejată contra ruperii de către fâşii de velatură rezistentă, care se ataşează de ambele feţe ale traulului.

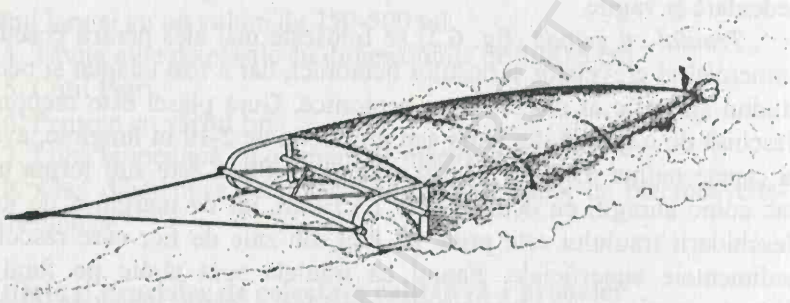


Figura 6.3. Traul cu grindă cu două feţe de tip Agassiz (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Pentru a putea estima distanţa parcursă pe fund de către traul, pe acesta se poate ataşa un contor metric. Un astfel de utilaj modificat, mai frecvent utilizat, este *traulul de tip Sigsbee* (fig. 6.4). Acesta constă dintr-un cadru rigid pe care este montat un fileu. Contorul înregistrează numărul de rotaţii ale unei roţi prevăzute cu palete situate pe latura cadrului, astfel încât aceasta se află în contact cu sedimentul în acelaşi timp cu cadrul.

BCU IAŞI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

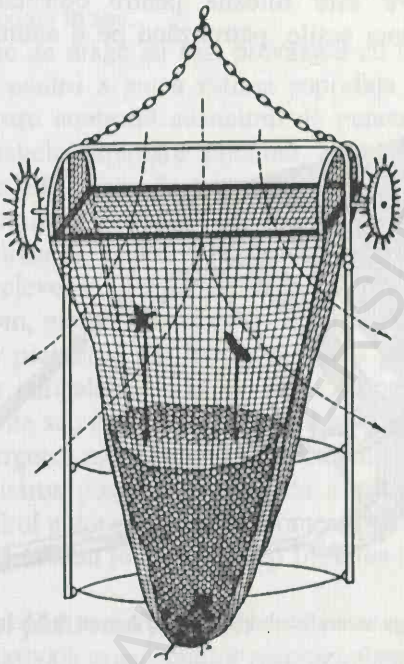


Figura 6.4. Traul Sigsbee (după Pora, 1967)

Chiar dacă prezintă contor metric, adeseori este foarte dificil a se estima distanța parcursă pe fund de către traul, deoarece acesta poate sălta ca urmare a unei tractări neuniforme sau a prezenței unor neregularități ale fundului. În plus, deoarece acestea nu prezintă un sistem de închidere, există o oarecare pierdere de material în timpul ridicării traulului la suprafață, atât din cauza evadării active a speciilor foarte mobile, cât şi din cauza mişcărilor navei care se transmit cablului, vidând punga traulului.

Draga târâtoare este folosită pentru colectarea calitativă a endofaunei şi epifaunei sesile, pătrunzând pe o anumită adâncime în sediment.

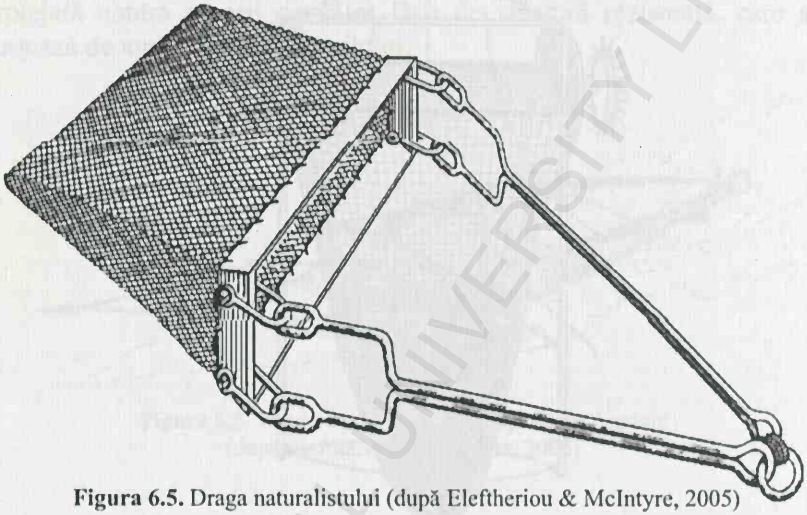


Figura 6.5. Draga naturalistului (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Draga naturalistului (fig. 6.5) este formată dintr-un cadru metalic dreptunghiular, de 45-60 cm lăţime şi 20 cm înălţime, de care se ataşează un sac de pânză rară, având adâncimea de 50-60 cm. În fiecare colţ al cadrului există un inel metalic, de care se prinde printr-un cârlig închis cu arc (carabină) o vergea metalică; capetele opuse ale verigilor sunt strânse într-un inel de care se prinde un cablu metalic.

Draga croşetată model Băcescu are latura de jos a ramei metalice prevăzută cu o greblă cu 12-14 dinţi pentru o răscolire mai eficientă a stratului superficial al sedimentelor.

Pentru a mări pătrunderea utilajului în sediment Forster a pus la punct o dragă-ancoră care decupează stratul superficial al sedimentului până la o adâncime de 20 cm.

Pentru colectarea unei probe draga este târâtă pe fundul bazinului prin intermediul cablului în urma ambarcaţiunii pe o distanţă oarecare. În general, tractarea se face cu o viteză mică (de 1-2 noduri) timp de 5-10

minute. Organismele din substrat sunt deranjate de către latura de jos a dragei şi sunt antrenate în sac.

Unele modele de drage au fost prevăzute cu unul sau chiar două contoare metrice pentru a putea estima suprafaţa eşantionată sau cu plăci speciale pentru controlul adâncimii de penetrare în substrat. Cu toate acestea, dragele târâtoare prezintă aceleaşi neajunsuri ca şi traulele, şi anume dificultatea în a controla adâncimea de penetrare şi dificultatea de estimare a distanţei parcurse.

Pentru eşantionarea calitativă a substratului dur (calcare, marne argiloase) se prelevează, prin scufundări în apnee sau folosind scafandrul autonom, pietre izolate, taluri de alge sau epibioze de midii. Pentru a diminua pierderile din timpul aducerii probelor la suprafaţă, acestea trebuiesc ambalate chiar *in situ* în pungi de polietilenă. Organismele forante sau cele care se ascund în crăpăturile pietrelor pot fi extrase prin spargerea pietrelor cu ajutorul unui ciocan.

Substratul pietros poate fi studiat, de asemenea, prin observaţii directe cu scafandrul autonom sau din submersibile. Un rol însemnat în cazul acestui substrat îl au fotografierea şi filmarea subacvatică.

E. Conservarea şi păstrarea probelor

Analiza calitativă a organismelor macrozoobentice este de preferat a se face pe organisme vii. Adeseori însă nu există posibilitatea sortării şi analizei pe viu a organismelor. În acest caz se impune conservarea lor înainte de a fi sortate, identificate şi numărate.

Cel mai obişnuit conservarea probelor de macrozoobentos se face cu formol 10% (formaldehidă ~4-5%), dar fixativul utilizat poate varia în funcţie de grupul sistematic (Tabelul 6.1).

Tabelul 6.1. Substanţe tipice pentru anestezierea, fixarea şi conservarea macronevertebratelor bentonice (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Taxonul	Anestezieri	Fixare	Conservare
Porifera	–	Formol 10% sau etanol 80%	Formol 10% sau etanol 80%
Hydrozoa	$MgCl_2$ 7% sau uretan 10%	Formol 4%	Etanol 75%
Anthozoa	$MgCl_2$ 7%, cloroform sau clorhidrat	Etanol 75-80%	Etanol 80% + glicerină 2-3%

Turbellaria	$MgCl_2$ 7% sau uretan 10%	Formol 4% sau lichid Beauchamp	Etanol 70%
Nemertini	$MgCl_2$ 7% sau cristale de mentol	Soluție Bouin	Etanol 80% sau formol neutru 5-6%
Polychaeta	$MgCl_2$ 7% sau etanol 70%	Formol 10%	Etanol 70-80% sau propilen fenoxetol 1,5%
Bivalvia	$MgCl_2$ 7%	Formol neutru 5-6% sau etanol 70%	Etanol 70%
Gastropoda	$MgCl_2$ 7%	Formol 10%	Etanol 80%
Polyplacophora	$MgCl_2$ 7%	Formol 10%	Etanol 80%
Bryozoa	Clorhidrat	Formol 10% sau etanol 70%	Etanol 75%
Decapoda și alte crustacee mari	$MgCl_2$ 7% sau ulei de cuișoare	Formol 5-10% sau etanol 75%	Etanol 70% + glicerină 15%
Crustacee mici	Etanol 70%	Formol 4%	Etanol 72-75% + glicerină 5%
Echinodermata	$MgCl_2$ 7% sau uretan 10%	Etanol 70-75%	Etanol 70%
Ascidiacea	$MgCl_2$ 7% sau clorhidrat	Formol 4% sau etanol 70%	Formol 10% sau etanol 70%

F. Prelucrarea probelor

Cernerea probelor. Cu excepția colectării directe a epifaunei cu ajutorul scafandrului autonom, probele prelevate prin celelalte tehnici necesită o extracție a macrofaunei din masa de sediment. Cel mai adesea această separare a organismelor de particulele de sediment se face prin spălarea probelor în site.

În cazul utilizării dragelor târâtoare spălarea sedimentului prelevat cu apă se realizează în timpul ridicării acesteia la bord sau aceasta poate fi tractată pe o anumită distanță în urma navei când utilajul se află la câțiva metri de la suprafață. Toate organismele a căror talie este mai mică decât dimensiunea ochiurilor se vor pierde în acest fel. De aceea, adesea draga poate prezenta o plasă exterioară suplimentară cu ochiurile mai fine, pentru a reține organismele mai mici. Cel mai frecvent proba ridicată pe puntea navei este spălată cu jeturi de apă în recipiente speciale (fig. 6.6).

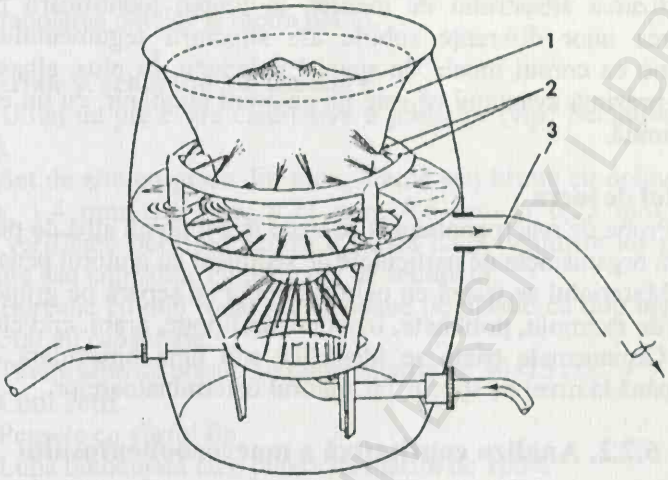


Figura 6.6. Dispozitiv pentru spălarea mâlului: 1 – sac conic din pânză de mătase în care se introduce proba, 3 – jeturi de apă sub presiune care spală mâlul; 9 – tub de scurgere a apei (după Fedikov, 1960, din Holme, 1964)

Metoda deteriorării. Cea mai simplă metodă de extracție calitativă a macrofaunei în stare vie, atât din sedimentele grosiere, cât și din cele fine, constă în lăsarea sedimentului să stagneze un timp oarecare în găleți sau în cristalizoare de 5-10 litri cu apă marină, într-un loc răcoros și ferit de lumină. Din cauza diminuării cantității de oxigen din apă, mai ales în cazul substratului vegetal, organismele vagile vor părăsi adăposturile și se vor ridica pe pereții vasului la suprafața apei, de unde pot fi colectate cu o pensulă sau o pensetă fină. Uneori, pentru grăbirea procesului, se poate recurge la stropirea epibiozelor prelevate cu formol diluat (de cel mult 1%).

Trierea probelor. Materialul concentrat se sortează manual în tăvițe din plastic cu ajutorul pensetelor, sub aparatura optică, pe grupe taxonomice majore (încrengături, clase, ordine etc.), după care se trece la identificarea organismelor din fiecare taxon până la nivel de specie. Sortarea pe viu a organismelor prezintă avantajul că mișcările acestora ușurează cu mult detectarea lor, în special când acestea sunt foarte mici.

Utilizarea albastrului de metilen în timpul identificării permite observarea unor diferențe subtile ale structurii tegumentului unor organisme cu corpul moale, în special polichete. În plus, albastrul de metilen prezintă avantajul că este un colorant temporar, cu un efect de scurtă durată.

G. Modul de lucru

1. Proba de macrozoobentos se trece într-o tăviță albă de plastic și se separă organismele de particulele de sediment cu ajutorul pensetelor.
2. Materialul se triază cu ochiul liber și se separă pe grupe sistematice (de exemplu, polichete, izopode, amfipode, crabi, crevete etc.).
3. Organismele triate se identifică sub lupa binoculară, pe cât posibil până la nivel de specie, cu ajutorul determinatoarelor.

6.2.2. Analiza cantitativă a macrozoobentosului

A. Generalități

Analiza cantitativă a macrozoobentosului constă în aprecierea numărului de organisme și a biomasei lor pe o unitate de suprafață cunoscută. În general, densitatea macrozoobentosului se raportează la metrul pătrat de suprafață bentală.

În ceea ce privește biomasa, există mai multe posibilități de exprimare a acesteia: ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată.

Greutatea umedă reprezintă greutatea indivizilor vii sau fixați în formol, nesupuși în prealabil unor procedee de deshidratare (Observația a).

Greutatea uscată reprezintă greutatea indivizilor deshidratați în etuvă la 60-80°C timp de 24-48 ore până la o greutate constantă.

Greutatea calcinată reprezintă diferența dintre greutatea uscată a indivizilor și cea a cenușii rezultate în urma incinerării lor în etuvă la 550-580°C timp de 2-4 ore.

B. Principiul metodei

Eșantionarea unei anumite suprafețe de fund cu ajutorul utilajelor de prelevare cantitativă; separarea organismelor de particulele de sediment; numărarea și cântărirea organismelor macrozoobentonice

identificate; determinarea densității și biomasei macrozoobentosului prin extrapolarea datelor la metru pătrat.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Utilaj de prelevare cantitativă a probelor (vezi Secțiunea D de mai jos).
2. Set de site cu plasa din inox, alamă sau bronz cu ochiurile de 2,0 mm, 1,4 mm, 1,0 mm, 0,71 mm, 0,5 mm și 0,25 mm. Sitele trebuie verificate periodic pentru a vedea dacă ochiurile lor nu sunt deformate sau colmatate cu particule de sediment.
3. Borcane cu dop rodat sau flacoane de plastic cu dop înșurubat, de 250-500 ml capacitate.
4. Tăvițe albe de plastic cu dimensiunile de 30×15 cm.
5. Cutii Petri.
6. Pensete cu vârful fin.
7. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.
8. Chei de determinare a speciilor macrozoobentonice.
9. Balanță analitică cu o sensibilitate de ±0,001 g.

D. Utilaje și procedee de colectare cantitativă a probelor

Sedimentele litorale. În cazul sedimentelor mobile din zona de spargere a valurilor, eșantionarea cantitativă a macrofaunei se realizează prin așezarea pe substrat a unei rame metalice pătrate cu o suprafață potrivită (de exemplu, 0,1 m^2 sau 0,25 m^2) și excavarea sedimentului din interiorul cadrului până la adâncimea dorită. Se pot folosi, de asemenea, carotiere cu diametrul mare (0,1 m^2). Pentru a stabili adâncimea de prelevare a probelor este nevoie de realizarea unor excavări preliminare. În timp ce majoritatea speciilor și indivizilor populează primii 15 cm de sediment, anumite crustacee și bivalve se pot îngropa în substrat până la peste 30 cm adâncime. Pentru studiul distribuției verticale a organismelor prizele pot fi prelevate de la următoarele orizonturi: 5, 10, 15, 20, 25 și 30 cm.

Prelevarea probelor se face de-a lungul unor profiluri perpendiculare pe linia de țărm, din stații situate la intervale regulate (deasupra, în și dedesubtul zonei de spargere a valurilor până la 1-2 m adâncime). Pentru o estimare mai precisă a variabilității populațiilor în fiecare stație se vor preleva două sau chiar mai multe probe. Pentru

studii intensive şi repetitive se vor stabili mai multe profiluri dispuse la intervale regulate de-a lungul ţărmului.

În cazul substratului pietros prelevarea cantitativă se face cu ajutorul unei rame metalice aşezate pe substrat şi extragerea tuturor animalelor din interiorul ramei. Uneori estimarea cantitativă se poate face *in situ*, prin numărarea directă a animalelor de pe o anumită suprafaţă sau prin estimarea în procente a gradului de acoperire a substratului de către organismele sesile. Alteori epibioza trebuie răzuită cu un cuţit sau şpaclu în vederea examinării ulterioare a organismelor în laborator. Pentru organismele mari se pot folosi rame cu latura de 50×50 cm (0,25 m^2), iar pentru organismele mai mici sau acolo unde suprafaţa rocilor este foarte neregulată se vor folosi rame cu latura de 25×25 cm (0,0625 m^2) sau chiar de 10×10 cm (0,01 m^2). Pentru uşurarea numărării se poate folosi o ramă din material plastic (Plexiglas® sau PVC) care prezintă sfori la intervale de 1 cm. Astfel, se pot examina suprafeţe mai mici, evitându-se totodată omiterea unor exemplare sau numărarea lor de două ori. În afară de organismele sesile, care trăiesc pe suprafaţa stâncilor, se vor face estimări ale organismelor care trăiesc în fisuri, care sapă galerii sau ale celor care se adăpostesc printre alge.

Staţiile se vor alege la distanţe uniform distribuite de-a lungul profilurilor. Lipsa uniformităţii în cazul sedimentelor stâncoase face necesară estimarea cantitativă în diferite microhabitate (de exemplu, pe suprafeţe expuse sau adăpostite faţă de acţiunea valurilor, pe suprafeţe nude sau acoperite de alge, în crăpături, pe sub pietre sau în mici ochiuri cu apă) în cadrul fiecărei staţii.

Sedimentele sublitorale. Pentru prelevarea cantitativă a probelor de pe substrat mobil de la adâncimi mari se folosesc diferite tipuri de *drage apucătoare* sau *bodengreifere*. Acestea sunt coborâte vertical de pe nava staţionată şi colectează epifauna şi endofauna împreună cu sedimentul.

Bodengreiferul de tip Petersen (fig. 6.7) constă din două fălci mari, în forma a două sferturi de cilindru, prinse mobil în jurul unui ax vertical. În timpul coborârii pe fundul bazinului fălcile sunt menţinute întredeschise de un dispozitiv constând din două lanţuri care sunt prinse cu un capăt de laturile fălcilor şi susţinute cu celălalt capăt de un cârlig. Partea superioară a fiecărei fălci prezintă o fereastră acoperită cu o sită

care permite evacuarea apei în timpul închiderii bodengreiferului. În contact cu substratul slăbirea tensiunii cablului determină bascularea cârligului şi eliberarea fălcilor, astfel încât, în momentul ridicării de pe substrat, bodengreiferul se închide în mod automat, decupând prin "muşcare" o suprafaţă bentonică egală cu suprafaţa de deschidere a gurii dragei (care poate varia între 0,1 şi 0,2 m^2). Draga închisă se ridică la suprafaţa apei, iar proba colectată este trecută într-o tavă sau găleată, deschizând draga deasupra acesteia. Dezavantajele bodengreiferului de tip Petersen constau în închiderea prematură a fălcilor în timpul coborârii datorită slăbirii momentane a cablului ca urmare a tangajului sau a ruliului navei, adâncimea relativ mică de pătrundere în substrat, pierderile de material cauzate de închiderea incompletă a fălcilor şi eşantionarea ineficientă atunci când, din cauza derivei navei sau a curenţilor de fund, utilajul cade oblic pe fund.

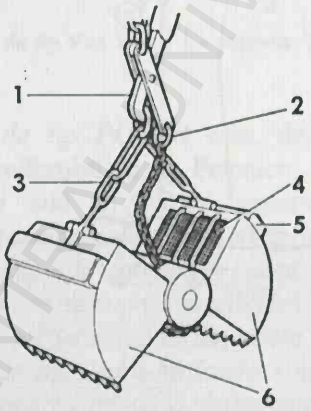


Figura 6.7. Bodengreifer de tip Petersen: 1 – cârlig cu contragreutate; 2 – cablu de închidere; 3 – cablul care menţine fălcile deschise în timpul coborârii; 4 – fereastră de acces cu sită; 5 – lest; 6 – fălci (după Holme, 1964)

Bodengreiferul de tip Okean-50 (fig. 6.8) reprezintă un model îmbunătăţit al bodengreiferului de tip Petersen. Acesta prezintă un mecanism de închidere acţionat de o contragreutate care, atunci când atinge fundul, eliberează cârligul care menţine fălcile deschise. Astfel este prevenită închiderea bodengreiferului în coloana de apă. În plus,

părțile superioare ale fălcilor sunt prevăzute cu niște obloane mobile care sunt ținute deschise în timpul coborârii utilajului și se închid când acesta ajunge pe substrat. Acest lucru diminuează considerabil efectul undei de șoc ce ar putea duce la măturarea micilor specii epibentice din calea bodengreiferului. Suprafața de eșantionare a acestui tip de bodengreifer este de 0,08-0,25 m^2.

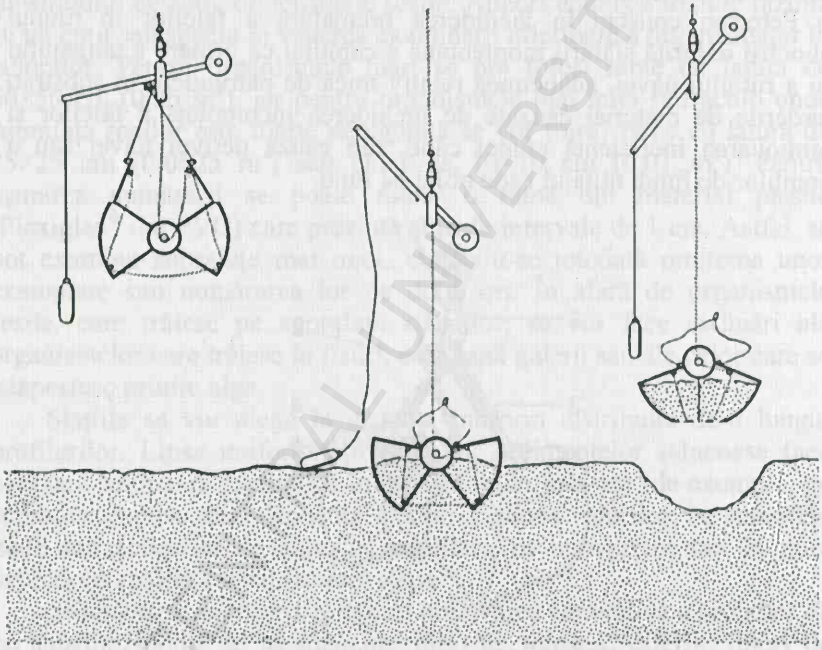


Figura 6.8. Secvența de operare a bodengreiferului de tip Okean-50 (după Lisitsin & Udintsev, 1955, din Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Bodengreiferul de tip Van Veen (fig. 6.9) se aseamănă cu draga Petersen, dar prezintă două brațe lungi prinse de fiecare falcă, mărind astfel forța exercitată asupra fălcilor și permițând o închidere mai bună. De asemenea, brațele previn smucirea bodengreiferului de pe fund ca urmare a ruliului navei. Suprafața de lucru a acestui model variază între 0,1 și 0,25 m^2.

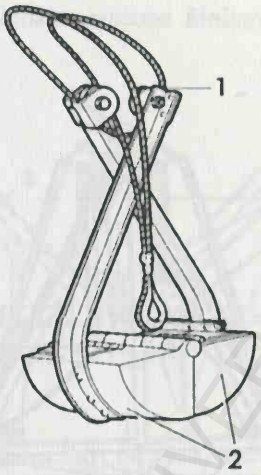


Figura 6.9. Bodengreifer de tip Van Veen: 1 – scripete; 2 – fălci (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Bodengreiferul de tip PONAR este, de asemenea, o versiune modificată a bodengreiferului de tip Petersen. Acesta este prevăzut cu apărători laterale şi sită în partea superioară, ceea ce reduce semnificativ pierderea materialului prelevat în timpul închiderii lui. Dimensiunea suprafeţei de prelevare este de 0,055 m^2. Acest bodengreifer este uşor de manevrat şi eficient în apele liniştite, dar în cazul unor ape agitate mecanismul de acţionare nu este adecvat.

Bodengreiferul de tip Smith-McIntyre (fig. 6.10) a fost proiectat special pentru eşantionarea de pe o ambarcaţiune mică şi în condiţii meteorologice nefavorabile. Acest bodengreifer prezintă cuve montate într-un cadru de stabilizare şi arcuri puternice, care facilitează penetrarea lui în substrat. Plăcile de declanşare situate de fiecare parte a cadrului asigură poziţionarea verticală a bodengreiferului înainte ca arcurile să fie eliberate. Închiderea bodengreiferului este terminată îndată ce începe ridicarea prin intermediul cablurilor legate de braţele prinse de fiecare falcă. Bodengreiferul Smith-McIntyre eşantionează o

suprafață de 0,1 m^2 și prezintă aceeași adâncime de penetrare ca și bodengreiferul Van Veen.

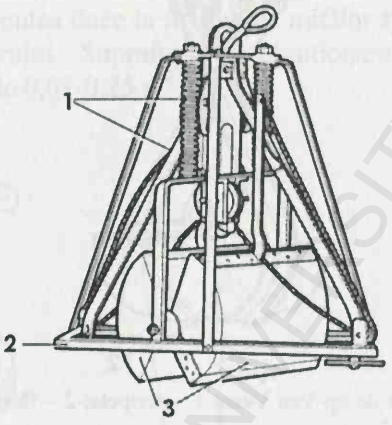


Figura 6.10. Bodengreifer de tip Smith-McIntyre: 1 – resort de închidere; 2 – cadru de stabilizare; 3 – fălci (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Bodengreiferul de tip Day (fig. 6.11) constă dintr-un cadru care menține utilajul la nivelul substratului și două plăci de declanșare, dar care nu prezintă arcuri care să împingă fălcile în sediment. Penetrarea este asigurată de o greutate mai mare a bodengreiferului. Atunci când draga ajunge pe substrat, cele două plăci de declanșare sunt împinse în sus și eliberează bara transversală, astfel încât croșetele care mențin fălcile deschise sunt eliberate. Fălcile sunt închise datorită întinderii celor două cabluri, iar obloanele care sunt menținute deschise la coborâre se închid. Suprafața de eșantionare a acestui tip de bodengreifer este de 0,1 m^2.

Bodengreiferul de tip Birge-Ekman (fig. 6.12) a fost proiectat pentru prelevarea sedimentelor moi cu o ambarcațiune mică, dar, fiindcă suprafața de lucru este de numai 0,04 m^2, este rareori folosit pentru prelevarea macrozoobentosului marin. Totuși, un bodengreifer Birge-Ekman modificat a fost proiectat special pentru utilizarea de către scafandri autonomi sau de pe submersibile.

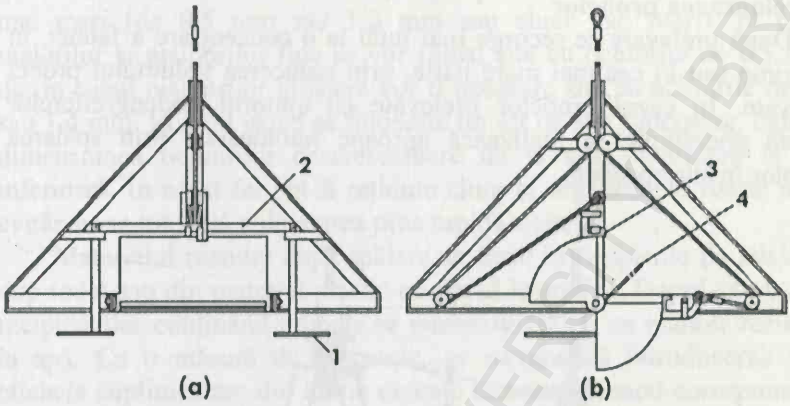


Figura 6.11. Bodengreifer de tip Day: (a) văzut lateral, pregătit pentru lansare; (b) văzut din față, cu o falcă în poziție deschisă și cealaltă în poziție închisă: 1 – plăci de declanșare; 2 – bara transversală; 3 – croșete; 4 – obloane mobile (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Substratul dur poate fi eșantionat cantitativ cu ajutorul unor *pompe hidraulice de sucțiune*. Acestea funcționează prin crearea unei diferențe de presiune prin trecerea unui curent de apă (sau aer) sub presiune printr-o gâtuitură (efect Venturi). Această diferență de presiune determină aspirarea sedimentelor împreună cu fauna pe care o conține. Aceste pompe prezintă o serie de avantaje, cum ar fi: prelevează un eșantion de sediment care are aceeași suprafață pe toată adâncimea de penetrare, are o suprafață de prelevare destul de mare (0,1 m^2), o profunzime de penetrare în sediment ce poate depăși 30 cm, iar spălarea sedimentului se face direct de către aparat. Dezavantajele pe care le prezintă aceste utilaje constau în faptul că ele depind de o sursă de energie pentru funcționarea pompei care provoacă curentul de apă sub presiune, stratificarea sedimentului este perturbată în timpul spălării, iar organismele de talie mare pot obtura pompa.

E. Prelucrarea probelor

După prelevare se recurge mai întâi la o concentrare a faunei, în întregime sau în cea mai mare parte, prin reducerea volumului probei prelevate. În cazul probelor prelevate cu ajutorul bodengreiferelor această operațiune se realizează aproape întotdeauna prin spălarea probelor în site speciale.

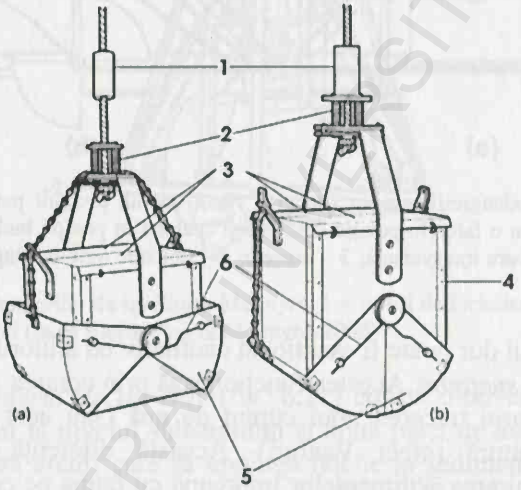


Figura 6.12. Bodengreifer de tip Birge-Eckman în poziție deschisă (a) și în poziție închisă (b); 1 – mesager; 2 – mecanism de declanșare cu arcuri; 3 – flapsuri mobile; 4 – corpul bodengreiferului; 5 – fălci; 6 – resort de închidere (după Lamotte & Bourlière, 1971)

Ochiurile sitei trebuie dimensionate în funcție de fauna studiată, de scopul cercetării și de granulometria sedimentului. Astfel, dacă se intenționează doar studiul cantitativ al moluștelor bivalve, ochiurile sitelor pot fi de 2 mm, în timp ce pentru studiul polichetelor ochiurile trebuie să fie de 0,5 mm. Pentru studiul ciclurilor biologice sau al dinamicii populațiilor se vor folosi site mai fine (de exemplu, cu ochiurile de 0,25 sau chiar de 0,125 mm), în timp ce pentru studiile

generale de monitorizare a calității apei pot fi folosite site cu ochiurile mai mari (de 0,5 mm sau 1,0 mm sau chiar mai mari). În cazul mâlurilor și nisipurilor fine se vor folosi site cu ochiurile de 0,5 mm, dar în cazul nisipurilor grosiere vor fi necesare site cu ochiurile de 1,0 sau 1,4 mm. În mod uzual se folosește un set de site suprapuse, care au dimensiunea ochiurilor descrescătoare de la sita superioară la cea inferioară. În acest fel pot fi reținute chiar și organismele foarte mici, evitându-se totodată colmatarea prea rapidă a sitelor.

Materialul rezultat după spălare se trece în recipiente de sticlă cu dop rodat sau din material plastic cu dopul înșurubat. Dopul sau pereții recipientelor conținând probele se numerotează cu un marker rezistent la apă. Ca o măsură de precauție, se recomandă introducerea unei etichete suplimentare din hârtie de calc adnotate în mod corespunzător cu cerneală rezistentă la apă și la fixativ în interiorul recipientului. Codul recipientului, împreună cu toate datele de identificare a probei (data prelevării, poziția geografică, adâncimea, natura substratului, temperatura, salinitatea, concentrația oxigenului dizolvat etc.), se consemnează la fața locului în carnetul de teren.

F. Conservarea și păstrarea probelor

Imediat după prelevare probele de macrozoobentos se fixează cu formol concentrat (formaldehidă 37-40%), care se adaugă în probă și apoi se diluează cu apă marină până la realizarea concentrației dorite. În general, pentru fixarea organismelor se folosește o soluție de formol 10% (formaldehidă ~3-4%), dar pentru păstrarea organismelor concentrația formolului poate fi redusă până la 2,5 sau 5%, cu condiția ca volumul lichidului conservant să fie mult mai mare decât cel al organismelor. În cazul unor probe mari, care conțin o proporție ridicată de sediment, trebuie avut grijă, pe lângă faptul că s-a adăugat o cantitate suficientă conservant, ca amestecul dintre formol și probă să fie complet. Deoarece formolul devine cu timpul acid și poate dizolva formațiunile calcaroase ale moluștelor sau poate afecta valorile biomasei prin solubilizarea lipidelor sau a altor țesuturi grase, acesta se tamponează cu borax (40 g tetraborat de sodiu la 1 litru de formol

concentrat). Pentru a asigura o fixare completă a tuturor organismelor acestea se vor menține în formol aproximativ 3 zile.

O serie de organisme (turbelariate, nemerțieni, polichete etc.) se identifică mai ușor dacă nu sunt contractate. Pentru aceste organisme se recomandă narcotizarea lor înaintea fixării. Cel mai adesea relaxarea organismelor se face cu o soluție izotonică de clorură de magneziu 5-7%.

Pentru păstrarea organismelor se folosește un amestec de glicerină 5% în alcool etilic 70-80%.

G. Concentrarea și extracția organismelor

În laborator se recurge adesea la o a doua triere a masei de sediment pentru a obține o concentrare și mai mare a probelor. Pentru separarea cât mai completă a macrofaunei bentonice de particulele de sediment sau detritusul organic se folosesc două metode: flotația și levigarea.

Metoda levigării (elutrierii) este una dintre tehnicile cele mai bune pentru separarea organismelor mici din sediment. Pentru aceasta, proba este introdusă într-un recipient mare prevăzut cu o scurgere. Sedimentul este răscolit prin jeturi ascendente de apă. Organismele, fiind mai ușoare decât particulele minerale, sunt antrenate de către curentul de apă și reținute pe o sită plasată sub scurgerea prin supraplin. Puterea jeturilor trebuie ajustată în așa fel încât apa să agite proba și să antreneze organismele mărunte, dar nu și sedimentul. În cazul sedimentelor fine, acestea vor fi antrenate împreună cu apa și vor trece prin ochiurile sitei.

În mod asemănător se poate folosi un uluc lung și puțin adânc din tablă, deschis doar la un capăt, care se așază orizontal, cu capătul deschis deasupra unei site. Peste proba introdusă la capătul închis al jgheabului se toarnă încet apă, care va antrena animalele și detritusul de-a lungul ulucului în sită, în timp ce particulele mai grele (nisip, scrădiș) vor rămâne în jgheab. Conținutul sitei se transferă apoi în borcane de plastic cu dop înșurubat.

Metoda flotației se bazează pe diferențele de greutate specifică dintre organisme și sedimente. Adăugarea unui mediu cu o densitate

potrivit de mare determină flotarea organismelor, în timp ce particulele de sediment se depun pe fund. În acest scop se folosesc tetraclorura de carbon, siropul de zahăr, tricloretilena, clorura de zinc etc. Neajunsul acestei metode constă în dificultatea recuperării materialului.

Trierea manuală a probelor este la ora actuală tehnica cea mai sigură pentru extracția cantitativă a organismelor din proba de sediment. Acest proces însă este foarte lung și laborios.

Pentru a ușura sortarea probelor organismele pot fi colorate cu diferiți coloranți protoplasmatici (Roz Bengal, rodamină B, eozină etc.). Dintre toți coloranții, cel mai utilizat este colorantul Roz Bengal (4 g la un litru de formaldehidă 37%), care se adaugă în soluția de conservare a probei cu cel puțin 24-48 ore înaintea sortării. Totuși, colorarea cu Roz Bengal poate masca anumite trăsături caracteristice utilizate în recunoașterea speciilor.

H. Numărarea organismelor

Numărarea organismelor zoobentonice, separat pe grupe sistematice (încrengături, clase, ordine, familii etc.), se face concomitent cu sortarea și identificarea lor. Însumându-se valorile abundenței numerice a fiecărui taxon și ținându-se cont de suprafața substratului de pe care a fost prelevată proba, se stabilește densitatea totală a organismelor zoobentonice pe 1 m^2.

În unele cazuri, pentru a diminua importanța speciilor caracterizate în mod obișnuit prin abundențe ridicate și a o crește pe cea speciilor rare în caracterizarea structurii biocenozelor, se recurge la înlocuirea numărului absolut de exemplare pe unitatea de suprafață prin valori de abundență relativă.

Dintre scările de abundență relativă, cea mai indicată este scara SACFOR. Utilizând această scară, speciile sunt înregistrate fie în termeni de acoperire procentuală, fie în termeni de densitate (în funcție de forma de creștere), în șase categorii logaritmice: Superabundent, Abundent, Comun, Frecvent, Ocazional și Rar. Densitatea reală (pentru speciile vagile și sedentare) sau gradul de acoperire procentuală (pentru speciile sesile coloniale) atribuite acestor categorii depind de mărimea speciei respective (Tabelul 6.2).

Tabelul 6.2. Scara SACFOR (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Forma de creştere			Dimensiunea indivizilor/coloniilor				Densitatea	
% acoperire	Încrustantă	Masivă	<1 cm	1-3 cm	3-15 cm	>15 cm		
>80%	S		S				>10 ex./0,001 m^2 (1×1 cm)	>10000 ex./m^2
40-79%	A	S	A	S			1-9 ex./0,001 m^2	1000-9999 ex./m^2
20-39%	C	A	C	A	S		1-9 ex./0,01 m^2 (10×10 cm)	100-999 ex./m^2
10-19%	F	C	F	C	A	S	1-9 ex./0,1 m^2	10-99 ex./m^2
5-9%	O	F	O	F	C	A	1-9 ex./m^2	
1-5% sau densitate	R	O	R	O	F	C	1-9 ex./10 m^2 (3,16×3,16 m)	
<1% sau densitate		R		R	O	F	1-9 ex./100 m^2 (10×10 m)	
					R	O	1-9 ex./1000 m^2 (31,6×31,6 m)	
						R	<1 ex./1000 m^2	

I. Determinarea biomasei

Determinarea directă a greutăţii umede se realizează în felul următor:

1. După ce au fost numărate pe specii, organismele se tamponează cu o hârtie de filtru pentru a absorbi apa superficială.

2. Organismele din fiecare specie se cântăresc apoi în întregime la o balanţă analitică cu o precizie de ±0,001 g (Observaţia b).

3. Greutatea obţinută se împarte la numărul de exemplare cântărite pentru a stabili greutatea medie a unui organism.

4. Pentru a afla biomasa speciei respective, în g/m^2, greutatea medie a unui organism se înmulţeşte cu numărul de exemplare găsite pe metru pătrat.

5. Biomasa totală a organismelor pe unitatea de suprafaţă se calculează prin însumarea biomasei tuturor speciilor prezente.

Determinarea greutăţii uscate. Procedura de estimare a greutăţii uscate este următoarea:

1. Se determină mai întâi greutatea umedă a organismelor conform procedeului de mai sus.

2. Organismele se deshidratează în etuvă la 60-80°C până la o greutate constantă şi se cântăresc din nou pentru a afla greutatea uscată (Observaţia c).

Determinarea greutăţii calcinate se face în felul următor:

1. Se determină mai întâi greutatea uscată a organismelor conform procedeului de mai sus.

2. Organismele se incinerează la 500-600°C timp de 2 ore şi se cântăresc din nou pentru a afla greutatea cenuşii.

3. Se calculează greutatea calcinată ca fiind diferenţa dintre greutatea uscată şi greutatea cenuşii.

Determinarea indirectă a biomasei umede. Biomasa individuală poate fi determinată şi în mod indirect, prin măsurarea volumului corpului (plecând de la dimensiunea şi forma organismelor) şi transformarea ulterioară a unităţilor de biovolum în unităţi de biomasă prin utilizarea unor factori de conversie. Cel mai adesea determinarea indirectă a biomasei individuale se aplică atunci când numărul de indivizi este foarte mare sau când aceştia sunt de dimensiuni foarte mici. Pentru anumite specii există deja tabele de corelaţie talie-greutate care sunt folosite pentru calculul biomasei. De asemenea, în mod curent se utilizează diferite tabele care prezintă greutatea medie a unui organism din fiecare specie calculată pe baza unui număr mare de cântăriri (Anexa 5).

J. Observaţii

(a) Deoarece o anumită fracţiune de materie organică (variind între 1 şi 45% în funcţie de specie) se poate dizolva în formol, greutatea umedă a organismelor fixate diferă întru câtva de greutatea umedă reală.

(b) Pentru animalele care prezintă cochilii, de cele mai multe ori greutatea cochiliilor se determină separat. De asemenea, pentru estimarea biomasei organismelor limivore, al căror conţinut digestiv poate reprezenta o proporţie considerabilă din cea a greutăţii umede totale, se impune aplicarea unor factori de corecţie.

BCU "OVIDIUS" CONSTANŢA

(c) În urma deshidratării în etuvă poate avea loc o oarecare pierdere de materie organică, în special lipide, cauzată de descompunerea carbonaților și bicarbonaților de calciu.

6.3. Studiul meiofaunei

Meiobentosul cuprinde organismele animale care trec prin sita cu ochiurile de 0,5 mm, dar sunt reținute pe sita cu ochiurile de 62 μm. Animalele meiobentice formează așa-numita *faună interstițială*. Aceasta cuprinde acele organisme care ocupă spațiile dintre particulele adiacente de sediment sau trăiesc atașate de granulele individuale de nisip. Aici intră micro-metazoarele, stadiile larvare ale macrofaunei și protozoarele ciliate.

6.3.1. Analiza calitativă a meiobentosului

A. Generalități

Analiza calitativă a meiobentosului are drept scop elaborarea unui inventar faunistic dintr-o anumită zonă sau studiul unui anumit grup de organisme.

B. Principiul metodei

Prelevarea probelor de meiobentos cu ajutorul carotierei; sortarea organismelor sub aparatura optică pe grupe sistematice și identificarea organismelor din fiecare grup sistematic până la nivel de specie.

C. Materiale și echipamente necesare

1. Carotiere de plastic de 3-5 cm diametru și 10-30 cm lungime (vezi Metoda 6.3.2., Secțiunea D).

2. Set de site cu plasa din inox, alamă sau bronz cu ochiurile de 1 mm, 0,062 mm și 0,042 mm. Sitele trebuie verificate periodic pentru a se vedea dacă ochiurile lor nu sunt deformate sau înfundate cu particule de sediment.

3. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

5. Pipete Pasteur de sticlă prevăzute cu o pară mică de cauciuc.
6. Lame şi lamele pentru microscopie.
7. Ace de wolfram prinse pe un mâner de lemn sau anse Irwin din aliaj nichel-crom cu bucla de 1 mm diametru.
8. Cutii Petri.

D. Metode de prelevare calitativă a probelor

Sedimentele litorale. Eşantionarea calitativă a meiofaunei din zona plajelor nisipoase se poate face prin *metoda sondajelor.* Această metodă presupune săparea unei gropi şi filtrarea apei care se acumulează în aceasta prin infiltrare printr-o sită cu ochiurile de 62 µm sau printr-un fileu planctonic. De asemenea, se poate colecta o anumită cantitate de nisip de la nivelul apei freatice a plajei, iar fauna interstiţială este apoi separată şi concentrată prin decantare după anestezierea prealabilă cu o soluţie izotonică de clorură de magneziu sau cu o soluţie diluată de formaldehidă (vezi Secţiunea G de mai jos şi Metoda 6.3.2., Secţiunea E).

În cazul sedimentelor mâloase meiofauna poate fi separată şi concentrată prin trecerea sedimentelor superficiale printr-o sită cu ochiurile de 1 mm, pentru a înlătura particulele detritice mai grosiere, şi apoi printr-o sită cu ochiurile de 62 µm, pentru a reţine organismele meiobentice. Organismele vii sunt extrase din materialul reţinut pe sita fină prin metoda flotaţiei într-o soluţie concentrată de zaharoză sau utilizând reacţia fototactică a organismelor (vezi Secţiunea G de mai jos şi Metoda 6.3.2, Secţiunea E).

Sedimentele sublitorale. În cazul sedimentelor sublitorale prelevarea calitativă a probelor se poate face cu ajutorul diferitor tipuri de carotiere, drage sau bodengreifere utilizate pentru studiul macrofaunei şi din care se extrag subprobe de la suprafaţa sedimentelor.

Prelevarea meiofaunei asociate algelor sau ierburilor de mare se face prin ambalarea acestora *in situ* în pungi de polietilenă şi apoi detaşarea lor de pe substrat. Astfel sunt evitate pierderile de material sau contaminarea probelor cu organisme planctonice. Plantele aduse la suprafaţă sunt spălate în găleţi cu apă marină, iar apa de spălare este trecută apoi prin sita cu ochiurile de 62 µm. Se recomandă adăugarea

unui anestezic în apa marină, întrucât organismele meiobentice se prind strâns de substrat.

E. Menținerea probelor

Atunci când nu este posibilă prelucrarea sedimentelor imediat după prelevarea lor, acestea se vor menține în așa fel încât extracția organismelor meiobentice în stare vie să poată fi efectuată mai târziu. Acest lucru se poate realiza prin păstrarea sedimentelor la o temperatură scăzută, sub cea a mediului din care provin, dar mai ridicată decât temperatura de îngheț. Recipientele în care se vor păstra probele trebuie umplute cu sediment numai pe jumătate și acoperite cu un strat subțire de apă pentru a facilita aerarea sedimentelor. Adeseori se folosesc recipiente cu fundul plat care sunt ținute înclinate pentru a crea gradienți care să imite mediul natural din care provin. Sedimentele fine pot fi menținute astfel între 24 și 48 ore, în timp ce sedimentele nisipoase pot fi menținute un timp mai mare.

F. Conservarea și păstrarea probelor

Fixarea probelor de meiobentos se face în mod obișnuit cu formol 10% (formaldehidă 4%) în apă de mare. Fixarea cu formol este indicată în special în cazul organismelor cu corpul „tare" (nematode, copepode, ostracode, kinorinchi, hidracarieni etc.). În cazul organismelor cu corpul „moale" (unii gastrotrichi, turbelariate, nemerțieni, polichete etc.) formolul provoacă contractarea și deformarea lor, făcând imposibilă identificarea ulterioară a acestora. De aceea, pentru acestea se recomandă examinarea în stare vie (Tabelul 6.3).

Tabelul 6.3. Metode speciale de preparare și examinare a anumitor taxoni din meiofaună (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Taxonul	Examinare	Anesteziere	Fixare	Conservare
Cnidaria	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Formol fierbinte	Etanol 80%
Turbellaria	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Lichid Bouin sau glutaraldehidă	Etanol 70%
Gnathostomulida	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Lichid Bouin sau glutaraldehidă	Etanol 70%
Nemertini	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Lichid Bouin	Etanol 80%
Nematoda	În stare fixată într-o picătură de	–	Formol 10%	Formol 4% sau etanol 70%

	glicerină sau lactofenol			
Gastrotricha	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Lichid Bouin sau formol 4%	Etanol 70%
Rotifera	În stare fixată într-o picătură de glicerină anhidră	–	Formol 5-10%	Etanol 70%
Loricifera	În stare fixată într-o picătură de glicerină anhidră	–	Glutaraldehidă 2% în formol 6-8%	Etanol 70%
Kinorhyncha	În stare fixată într-o picătură de glicerină-gelatină	–	Formol 6-10%	Formol 4%
Polychaeta	În stare vie	$MgCl_2$ 7%	Formol 10%	Etanol 70-80%
Oligochaeta	În stare fixată într-o picătură de glicerină	–	Formol 10%	Etanol 70-80%
Tardigrada	În stare fixată într-o picătură de glicerină anhidră	–	Formol 3-7%	Formol 3-7%
Ostracoda	În stare fixată în polivinil lactofenol	–	Formol 10% sau etanol 70%	Etanol 70%
Copepoda şi alte micro-crustacee	În stare fixată într-o picătură de glicerină	–	Formol 4-5%	Etanol 80%
Halacaridae	În stare fixată în acid lactic	–	Etanol 70%	Etanol 70%
Bryozoa, Gastropoda, Holothuroidea şi Tunicata	În stare vie	–	Formol 10% sau etanol 70%	Etanol 70%

În cazul unor probe de sediment voluminoase fixarea se poate face prin adăugarea directă a formolului concentrat (formaldehidă 37-40%) peste sediment şi apoi completarea volumului probei cu apă marină filtrată până se ajunge la concentraţia dorită. Recipientul cu probă, închis ermetic, se răstoarnă de câteva ori pentru a asigura amestecul adecvat între soluţia de fixativ şi probă.

Pentru fixarea organismelor care prezintă structuri calcaroase este necesar ca formolul să fie tamponat în prealabil până la un *p*H de cel puţin 8,2 prin adăugarea a 200 g borax (tetraborat de sodiu) la fiecare litru de formol concentrat. Pentru a asigura o fixare completă,

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

organismele se vor menține în formol cel puțin 7-10 zile, deși probele pot fi păstrate un timp nelimitat în acest fixativ.

Păstrarea organismelor se face fie în formol 4%, fie în etanol 70-80%. Deoarece vaporii de formol sunt nocivi, este de preferat ca păstrarea meiofaunei să se facă în alcool. Pentru a preveni evaporarea accidentală a alcoolului, peste acesta se poate adăuga glicerină anhidră în proporție de 5%.

G. Procesarea probelor

În general, concentrarea organismelor se referă la extracția lor din volumul brut de sediment. Pentru separarea meiofaunei de particulele minerale și de detritusul organic se folosește cel mai frecvent spălarea probelor prin site.

Cernerea probelor. Spălarea probelor în site se face pentru a extrage o anumită categorie dimensională sau pentru a elimina sedimentele fine înaintea concentrării organismelor. În cazul unor cantități mari de sediment, în special mâluri sau argile, acestea trebuie divizate în porții mai mici și spălate cu grijă prin sita cu ochiurile de 62 μm. Pentru aceasta, sedimentul se introduce într-o găleată umplută cu apă (sedimentul trebuie să reprezinte aproximativ 10% din volumul găleții) și bucățile de sediment mai rezistente sau aderente se sfărâmă între degete sub agitare continuă (Observația a). Sedimentele mărunțite se spală apoi în sită până când apa care trece prin ea rămâne relativ limpede. Pentru a ușura sfărâmarea bucăților de sediment se pot adăuga 100 g Calgon la fiecare 500 ml de probă. Amestecul se lasă să reacționeze timp de 24 ore și se agită din când în când. Atunci când sedimentul conține mari cantități de materii grosiere (frunze, bucăți de hârtie sau pietricele), acestea sunt înlăturate prin trecerea sedimentului printr-o sită cu ochiurile de 1 mm suprapusă peste cea de 62 μm. Materialul reținut este antrenat cu apă pe o parte a sitei, după care se trece într-un tub de sticlă cu dop de plastic sau într-o cutie Petri.

Metoda deteriorării este cea mai simplă metodă de extracție calitativă a meiofaunei în stare vie, atât din sedimentele grosiere, cât și din cele fine. Această metodă constă în lăsarea sedimentului să stagneze în apă marină la o temperatură ceva mai ridicată decât cea de la locul de

prelevare. Multe organisme se vor deplasa către suprafaţa apei, din cauza reducerii concentraţiei de oxigen şi a creşterii temperaturii sau datorită reacţiei fototactice a unor organisme (de exemplu harpacticoide), de unde pot fi colectate cu o pipetă.

Metoda barbotării. O altă metodă simplă, indicată în special pentru sedimentele fine, constă în barbotarea aerului prin suspensia de sediment prin intermediul unei duze obişnuite de acvariu. Această metodă este foarte eficientă pentru concentrarea kinorinchilor şi crustaceelor mărunte care prezintă o cuticulă hidrofobă. Aceste animale sunt antrenate de bulele de aer către pelicula superficială a apei, de unde pot fi extrase prin înmuierea şi ridicarea repetată a unei bucăţi obişnuite de hârtie. După ce pe hârtie se adună o cantitate suficientă de organisme, acestea sunt antrenate cu apă marină într-o cutie Petri.

Anestezierea organismelor. Deoarece multe organisme interstiţiale sunt cunoscute pentru abilitatea lor de a adera la firele de nisip prin intermediul glandelor adezive, în majoritatea cazurilor extracţia în stare vie este facilitată prin utilizarea unui anestezic. Cea mai uzuală metodă de anesteziere a organismelor marine constă în adăugarea în sediment a unei soluţii izotonice de clorură de magneziu 7,5% (75,25 g $MgCl_2 \cdot 6H_2O$ dizolvaţi în 1000 ml apă distilată). Aceasta se adaugă în cantitate egală cu volumul sedimentului, care trebuie răscolit cu grijă cu mâna într-un vas potrivit pentru decantarea sau levigarea ulterioară. Animalele se vor lăsa în anestezic 10-15 minute înainte de a fi examinate sau transferate în fixator.

Rezultate relativ bune se obţin şi prin anestezierea meiofaunei cu etanol, care se adaugă în probă până la o concentraţie finală de 5-10% unde se lasă 3-4 minute. În mod asemănător, anestezierea se poate realiza şi prin stropirea probelor cu o soluţie diluată de formol (Băcescu *et al.*, 1963).

H. Examinarea organismelor

Anumite organisme meiobentice pot fi identificate cu certitudine numai în stare vie. La început organismele sunt transferate într-o cutie Petri şi examinate sub lupa binoculară la o putere de mărire de 50×. Pentru determinarea organismelor care necesită observarea anumitor

structuri la microscop se va recurge la montarea lor într-o picătură de apă marină pe o lamă de sticlă şi acoperirea cu grijă cu o lamelă.

Pentru a putea fi mai lesne observate, organismele trebuie mai întâi imobilizate prin eliminarea treptată a apei cu ajutorul unei sugative sau bucăţi de hârtie de filtru până când animalul este prins bine între lamă şi lamelă. În mod alternativ, pe marginea lamelei se poate adăuga o picătură de anestezic care este apoi aspirată sub lamelă cu ajutorul unei sugative aplicate pe partea cealaltă a lamelei. Pentru evidenţierea unor structuri sau organe se pot folosi diferiţi coloranţi vitali (Roşu Neutru sau Albastru de Metil).

Organismele fixate pot fi observate mai bine prin montarea lor pe o lamă de sticlă într-o picătură de glicerină anhidră 10% în etanol 95%, care apoi se acoperă cu o lamelă.

I. Observaţii

(a) În toate cazurile în care se foloseşte apa marină pentru prelucrarea probelor, aceasta trebuie filtrată în prealabil prin site cu ochiurile de 42 μm pentru a preveni contaminarea probelor cu specii planctonice.

6.3.2. Analiza cantitativă a meiobentosului

A. Generalităţi

Pentru descrierea distribuţiei spaţiale şi temporale a meiofaunei este nevoie de prelevarea probelor de pe o anumită suprafaţă. În mod convenţional, abundenţa numerică şi biomasa meiobentosului se raportează la o suprafaţă de 1 dm^2 sau la un volum de 100 cm^3 (1 cl).

B. Principiul metodei

Prelevarea probelor cu ajutorul carotierelor; separarea organismelor de particulele de sediment; numărarea şi cântărirea organismelor meiobentice identificate; determinarea densităţii şi biomasei meiobentosului prin extrapolarea rezultatelor obţinute la un decimetru pătrat.

C. Materiale şi echipamente necesare

1. Carotiere de plastic de 1-4 cm diametru şi 10-30 cm lungime (vezi Secţiunea D de mai jos).

2. Set de site cu plasa din inox, alamă sau bronz cu ochiurile de 1 mm, 0,062 mm, 0,042 mm, 0,030 şi 0,010 mm. Sitele trebuie verificate periodic pentru a se observa dacă ochiurile lor nu sunt deformate sau înfundate cu sediment.

3. Lupă binoculară cu o putere de mărire de 100×.

4. Microscop cu o putere de mărire de 1000×.

5. Pipete Pasteur de sticlă prevăzute cu o pară mică de cauciuc.

6. Lame şi lamele pentru microscopie.

7. Ace de wolfram prinse pe un mâner de lemn sau anse Irwin din aliaj nichel-crom cu bucla de 1 mm diametru.

8. Cutii Petri.

9. Balanţă analitică cu o sensibilitate de ±0,0001 mg.

D. Utilaje şi procedee de prelevare cantitativă a probelor

Sedimentele litorale. Eşantionarea cantitativă a meiobentosului se face în mod obişnuit cu ajutorul *carotierelor* (în engleză *corer*). Acestea eşantionează o suprafaţă bine stabilită şi sunt confecţionate din tuburi din orice fel de material rigid. Carotierele confecţionate din plastic transparent (de exemplu, plexiglas) prezintă avantajul că permit observarea cantităţii de material prelevat prin pereţii tubului. În cazul unor sedimente consistente (de exemplu scrădiş sau nisip compact), când carotierele trebuie introduse în sediment cu ajutorul ciocanului, acestea vor fi din metal. Pentru a facilita pătrunderea în sediment, pereţii carotierei trebuie să fie netezi, iar marginea inferioară a tubului trebuie să fie tăiată oblic. Alegerea diametrului şi a adâncimii de prelevare a probelor şi, prin urmare, a volumului probei, depinde de scopul concret al cercetării. În general, în cazul sedimentelor nisipoase cel mai adesea se folosesc carotiere al căror diametru interior este de 2-4 cm. În cazul sedimentelor care prezintă densităţi foarte mari ale organismelor (de exemplu, în mâlurile estuariene), se pot utiliza carotiere cu diametrul de 1 cm. Adâncimea de prelevare a probelor depinde de natura sedimentelor. Astfel, în cazul sedimentelor mâloase

este suficientă eşantionarea doar a primilor câţiva centimetri de la suprafaţă, în timp ce în cazul sedimentelor nisipoase probele trebuie colectate până la adâncimi de cel puţin 20 cm. Pentru a asigura retenţia probei în carotieră în timp ce aceasta este extrasă din sediment, capătul de sus al carotierei se va astupa cu un dop etanş de cauciuc. În cazul sedimentelor mai puţin consistente este necesară închiderea şi a capătului de jos al carotierei, înainte ca aceasta să fie scoasă din sediment. Acest lucru se realizează prin introducerea carotierei în sediment, astuparea capătului de sus, apoi înlăturarea sedimentului de jur-împrejurul carotierei până când poate fi pus dopul în partea de jos.

Un model simplu de carotieră manuală poate fi confecţionat prin tăierea capătului dinspre ac al unei seringi din plastic şi ascuţirea muchiei de jos cu o pilă. Pentru o prelevare eficientă cu o astfel de carotieră, la început pistonul trebuie să fie la nivelul deschiderii tubului (fig. 6.13). Apoi, menţinând pistonul pe loc, tubul seringii este introdus încet în sediment până la adâncimea dorită. Pentru controlul adâncimii de penetrare carotierele pot prezenta marcaje la anumite intervale. Pistonul asigură reţinerea probei în seringă în timp ce aceasta este extrasă din sediment. În cazul studiului distribuţiei meiofaunei pe verticală, pistonul şi marcajele de pe seringă sunt utile, de asemenea, pentru extragerea şi apoi secţionarea carotei la anumite intervale (în general de 1-2 cm grosime). Secţionarea carotelor se face imediat după colectare, deoarece fauna interstiţială poate migra, alterând distribuţia verticală iniţială.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

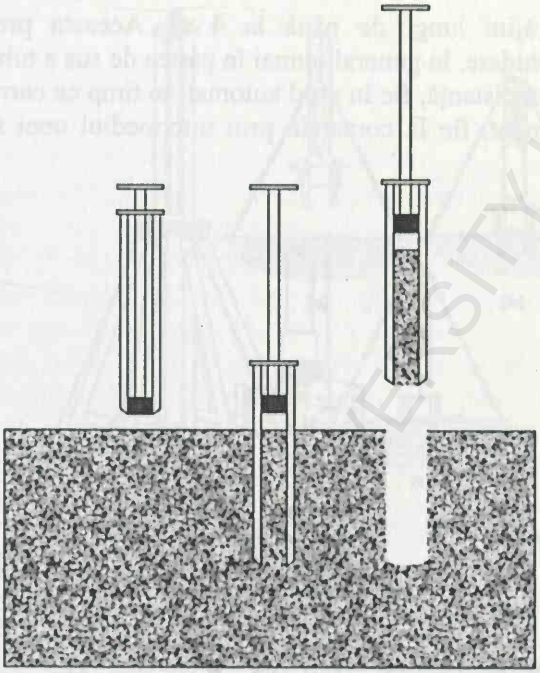


Figura 6.13. Tehnica de prelevare a probelor de meiobentos folosind o carotieră cu piston (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Pentru a eşantiona meiofauna plajelor supralitorale, care poate pătrunde până la 2 m adâncime, se va săpa o groapă până la adâncimea dorită, iar probele se vor lua cu ajutorul carotierelor de pe suprafeţele laterale ale gropii.

În zona litorală probele se prelevează de-a lungul unor transecte perpendiculare pe linia de ţărm la intervale de cel mult 0,5-2 m.

Sedimentele sublitorale. Cel mai indicat este ca probele din etajul sublitoral să fie prelevate de către scafandri autonomi cu ajutorul carotierelor manuale descrise mai sus. Această metodă de eşantionare permite selectarea tipului de sediment şi controlul vizual al volumului şi adâncimii de prelevare a probei. În cazul adâncimilor mici probele de meiobentos pot fi prelevate din ambarcaţiuni folosind carotiere prinse la

capătul unor prăjini lungi de până la 4 m. Aceasta prezintă un mecanism de închidere, în general numai în partea de sus a tubului, care este acţionat de la distanţă, fie în mod automat, în timp ce carotiera este împinsă în sediment, fie la comandă prin intermediul unei sfori (fig. 6.14).

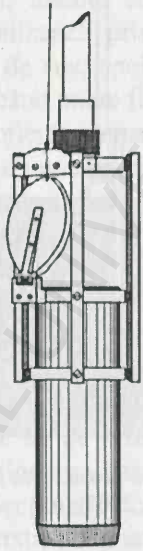


Figura 6.14. Carotieră cu prăjină de tip Hamburg. Acul de siguranţă menţine deschis capacul prevăzut cu un arc în timpul coborârii. După pătrunderea carotierei în sediment acul este scos pentru a elibera capacul (după Higgins & Thiel, 1988)

Corerul de tip Craib are un diametru de aproximativ 5 cm şi o adâncime de penetrare de până la 15 cm. Capătul de jos al tubului este închis cu ajutorul unei bile de cauciuc. Aparatul cântăreşte 44 kg şi poate fi folosit de pe o ambarcaţiune mică.

BCU "OVIDIUS" CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

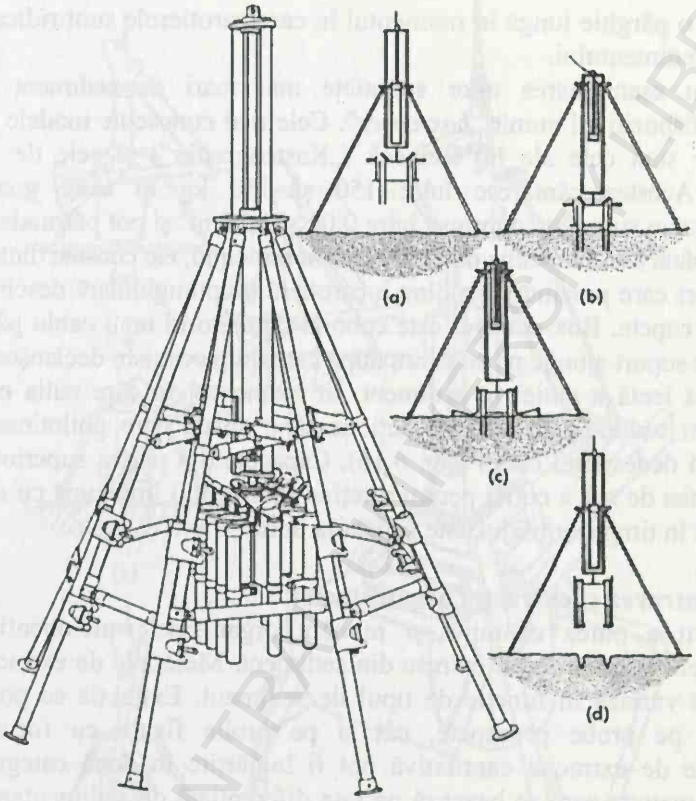


Figura 6.15. Multicorer de tip Barnett-Watson şi modul lui de operare pe substrat (secvenţa a-d) (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

În cazul adâncimilor mai mari se poate folosi aşa-numitul „*multicorer*" (fig. 6.15). Acesta constă dintr-o ramă de suport şi o parte mobilă care conţine o baterie de 4 sau 12 carotiere. După ce rama ajunge pe substrat, partea mobilă, care este situată la aproximativ 30 cm deasupra suprafeţei sedimentelor, este eliberată şi împinsă încet în sediment. Fiecare tub este închis prin intermediul unui capac inferior

montat pe o pârghie lungă în momentul în care carotierele sunt ridicate deasupra sedimentului.

Pentru eşantionarea unor suprafeţe mai mari de sediment se foloseşte dispozitivul numit „*box-corer*". Cele mai cunoscute modele de box-corere sunt cele ale lui Reineck („Kastengreifer") şi cele de tip USNEL. Acestea cântăresc între 150 şi 750 kg în stare goală, eşantionează o suprafaţă cuprinsă între 0,02 şi 0,25 m^2 şi pot pătrunde în sediment până la o adâncime de 20-50 cm. În principiu, ele constau dintr-o ramă-suport care prezintă în mijloc o carotieră dreptunghiulară deschisă la ambele capete. Box-corer-ul este coborât cu ajutorul unui cablu până când rama-suport ajunge pe substrat, după care un mecanism declanşează împingerea lentă a cutiei în sediment. În momentul în care cutia este extrasă din sediment, o pârghie acţionează o spadă care ghilotinează sedimentul dedesubtul cutiei (fig. 6.16). Capacele din partea superioară închid partea de sus a cutiei pentru a reţine sedimentul împreună cu apa de contact în timp ce utilajul este ridicat la bord.

E. Concentrarea şi extracţia organismelor

Pentru a putea examina şi număra organismele meiobentice, acestea trebuiesc mai întâi extrase din sediment. Metodele de extracţie cantitativă variază în funcţie de tipul de sediment. Extracţia se poate face atât pe probe proaspete, cât şi pe probe fixate cu formol. Procedeele de extracţie cantitativă pot fi împărţite în două categorii mari: (1) metode care se bazează pe rata diferenţiată de sedimentare a organismelor şi a particulelor de sediment şi (2) metode care creează anumiţi gradienţi de mediu care determină organismele vii să părăsească sedimentul. Din prima categorie fac parte metoda decantării, metoda levigării şi metoda flotaţiei. În cea de-a doua categorie se încadrează metoda apei marine îngheţate.

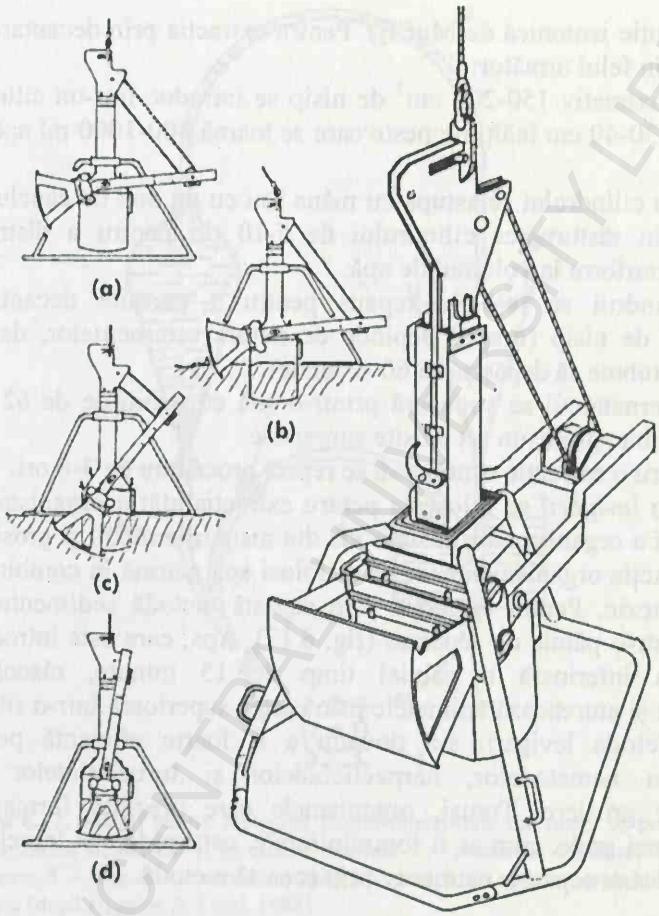


Figura 6.16. Box-corer de tip Mk II „USNEL" şi modul lui de operare pe substrat (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Metoda decantării se foloseşte pentru extracţia cantitativă din nisipurile medii şi grosiere atât a organismelor vii, cât şi a celor fixate. Pentru extracţia în stare vie a meiofaunei este de preferat a se utiliza apa marină de la locul de prelevare în combinaţie cu un anestezic (de

ex. cu o soluție izotonică de $MgCl_2$). Pentru extracția prin decantare se procedează în felul următor:

1. Aproximativ 150-200 cm^3 de nisip se introduc într-un cilindru de sticlă de 30-40 cm înălțime peste care se toarnă 800-1000 ml apă de robinet.

2. Gura cilindrului se astupă cu mâna sau cu un dop de cauciuc și se agită prin răsturnarea cilindrului de 5-10 ori pentru a distribui sedimentul uniform în volumul de apă.

3. Cilindrul se lasă în repaus pentru a permite decantarea particulelor de nisip (timpul depinde de natura sedimentelor, dar în general nu trebuie să depășească 60 secunde).

4. Supernatantul se strecoară printr-o sită cu ochiurile de 62 μm sau, și mai bine, printr-un set de site suprapuse.

5. Pentru o extracție cantitativă se repetă procedura de 3-6 ori.

Metoda levigării se folosește pentru extracția atât a organismelor fixate, cât și a organismelor în stare vie din nisipurile medii și grosiere. Pentru extracția organismelor vii se va folosi apă marină în combinație cu un anestezic. Pentru extracția prin această metodă sedimentul se introduce într-o pâlnie de separare (fig. 6.17). Apa, care este introdusă prin partea inferioară a pâlniei timp de 15 minute, răscolește sedimentele și antrenează animalele prin partea superioară într-o sită de 62 μm. Metoda levigării s-a dovedit a fi foarte eficientă pentru concentrarea nematodelor, harpacticoidelor și turbelariatelor din sedimentele grosiere. Totuși, organismele care prezintă formațiuni scheletice mai grele, cum ar fi foraminiferele, ostracodele și larvele de moluște, nu sunt separate cantitativ prin această metodă.

BCU IASI/O

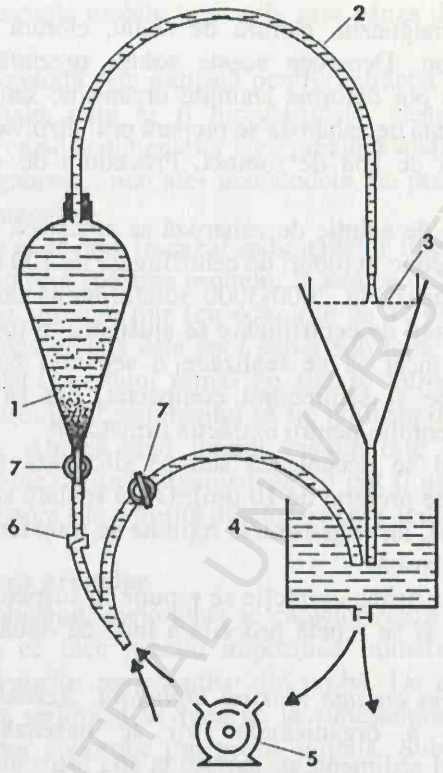


Figura 6.17. Aparat pentru levigarea faunei interstiţiale din nisip, ce poate funcţiona atât în circuit închis cât şi în circuit deschis: 1 – pâlnie de separare; 2 – furtun de revărsare; 3 – sită; 4 – rezervor cu apă; 5 – pompă de apă; 6 – valvă de reflux; 7 – robinete (după Higgins & Thiel, 1988)

Metoda flotaţiei se foloseşte pentru extracţia organismelor vii sau fixate din sedimentele mâloase. În principiu, această metoda constă în suspendarea faunei şi sedimentului într-un lichid cu o greutate specifică apropiată de cea a animalelor (~1,13). Într-un astfel de lichid animalele vor avea o flotabilitate neutră şi vor rămâne în suspensie, în timp ce particulele de sediment vor avea o flotabilitate negativă şi se vor decanta lent. Drept astfel de lichide pot servi soluţiile concentrate de

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

zaharoză, sulfat de magneziu, clorură de sodiu, clorură de zinc sau tetraclorură de carbon. Deoarece aceste soluții prezintă o presiune osmotică ridicată, ele pot deforma anumite organisme sau structuri ale acestora. Soluția saturată de zaharoză se prepară prin dizolvarea a 680 mg zaharoză într-un litru de apă de robinet. Procedura de separare este următoarea:

1. Două volume de soluție de zaharoză se amestecă cu un volum de sediment și se introduc în tuburi de centrifugare de 100 ml.

2. Se centrifughează la 2000-3000 rotații/minut timp de 15-30 minute. Viteza și timpul de centrifugare se ajustează în funcție de tipul de sediment, astfel încât să se realizeze o separare completă între supernatantul limpede și sedimentul compactat, dar să fie posibilă resuspendarea sedimentului pentru extracția următoare.

3. Supernatantul se decantează sau se sifonează pe o sită cu ochiurile de 62 μm (de preferat de 10 μm). După spălare sita se clătește imediat cu apă marină, iar organismele reținute se transferă într-o cutie Petri conținând apă marină.

4. Reziduul de la prima extracție se repune în suspensie cu soluție saturată de zaharoză și se repetă procedura încă de două ori pentru a obține toată fauna.

Metoda extracției cu apă marină înghețată. Această metodă de separare cantitativă a organismelor vii se bazează pe reacția organismelor în cazul sedimentelor expuse la apa provenită din topirea gheții marine. Pentru extracția organismelor cu ajutorul apei marine înghețate se procedează după cum urmează:

1. Aproximativ 50 cm^3 de sediment se introduc într-un tub de plastic de 15 cm înălțime și 5 cm diametru.

2. Fundul tubului se acoperă cu o pânză de nailon cu ochiurile de aproximativ 100-150 μm.

3. Sedimentul se acoperă cu un strat de vată după care peste aceasta se presară bucăți de apă marină înghețată.

4. O cutie Petri umplută cu apă marină filtrată se așază sub tub astfel încât pânza de nailon să fie în contact cu pelicula de apă prin tensiunea superficială. Cutia Petri se introduce într-o altă cutie Petri mai mare pentru a colecta apa ce se varsă prin supraplin.

5. Organismele mobile trec activ prin pânza de nailon şi se adună în cutia Petri.

Această metodă este indicată pentru extracţia organismelor vagile cu corpul moale, cum ar fi turbelariatele, gastrotrichii, ciliatele şi flagelatele, în cazul sedimentelor care prezintă spaţii capilare, în special nisip. Alte organisme, mai ales nematodele, nu pot fi extrase cantitativ prin această metodă.

Cernerea probelor. În cazul sedimentelor fine organismele vii sau fixate se extrag prin spălarea probelor în sita cu ochiurile de 62 μm, dar se pot folosi şi site mai fine (cu ochiurile de 42 μm sau chiar 30 μm). Materialul rămas pe sită este apoi sortat sub lupa binoculară. Sortarea este uşurată dacă reziduul rămas pe sită se introduce într-un vas cu fundul plat astfel încât sedimentul să fie uniform distribuit într-un strat foarte subţire. Atunci când fundul vasului este examinat în lumină directă (care vine de jos), organismele vii pot fi uşor detectate datorită mişcărilor acestora sau datorită dârelor pe care acestea le lasă.

F. Fracţionarea probelor

În mod obişnuit, meiofauna se caracterizează prin densităţi foarte ridicate, ceea ce face practic imposibilă numărarea şi identificarea tuturor organismelor meiobentice din probă. De aceea, în cazul unor probe mari de sediment se recurge la subeşantionare prin extragerea aleatorie a unor subprobe din proba iniţială. Subproba astfel extrasă poate fi apoi analizată integral. Ca regulă generală, o subprobă care conţine cel puţin 200 de organisme este potrivită pentru efectuarea unei analize statistice. Subeşantionarea probei se poate face înaintea extracţiei organismelor, dar în general este mai uşor să se fracţioneze reziduul rămas pe site după eliminarea a unei părţi bune de sediment.

O metodă simplă de fracţionare a probei iniţiale constă în introducerea acesteia într-un pahar Berzelius şi apoi umplerea paharului cu apă de robinet. Proba este apoi agitată viguros pentru a antrena în suspensie particulele de sediment şi se varsă rapid ¼ sau ½ din volumul de apă. Subeşantionarea se poate face şi prin extragerea unei subprobe cu ajutorul pipetei Stempel, după amestecul viguros al sedimentelor cu o anumită cantitate de apă.

G. Examinarea şi numărarea organismelor

Sortarea. Organismele meiobentice se triază pe grupuri sistematice majore (de exemplu, turbelariate, nematode, harpacticide, polichete etc.) şi se înlătură particulele mai mari de detritus. Această operaţiune se realizează manual sub lupa binoculară la o putere totală de mărire de cel puţin 25×. Pentru cele mai mici organisme (rotifere, tardigrade, gastrotrichi şi stadiile juvenile ale acestora sau ale altor organisme) se va folosi o putere de mărire de 50×.

Numărarea. Indivizii din fiecare grup se numără separat. Pentru a uşura numărarea organismelor se folosesc cutii Petri speciale care au fundul caroiat prin gravare. Latura pătrăţelelor se alege astfel încât acestea să fie ceva mai mici decât mărimea unui câmp microscopic. Mergând cu câmpul vizual al lupei binoculare de-a lungul pătrăţelelor se numără sistematic toţi indivizii întâlniţi în cale, evitându-se astfel omiterea sau numărarea de două ori a unor organisme. Ca o practică obişnuită, pentru fiecare pătrăţel se numără doar indivizii al căror capăt anterior se găseşte în interiorul acestuia.

Prepararea pentru analiza microscopică. Pentru anumite organisme identificarea până la nivel de specie necesită montarea acestora pe o lamă de sticlă şi examinarea lor la microscop. Transferul organismelor din cutia Petri pe lama de sticlă se face cu o pensetă cu vârful fin, în cazul organismelor mai mari şi mai robuste, sau cu o pipetă de sticlă, ac de wolfram sau ansă Irwin, în cazul organismelor mai mici şi mai delicate.

Colorarea organismelor. Pentru a uşura detectarea şi numărarea organismelor meiobentice în timpul sortării întreaga probă poate fi colorată. Cel mai adesea probele se colorează cu o soluţie de Roz Bengal în timpul fixării. Aceasta se prepară prin adăugarea a 10 ml Roz Bengal 1% (1 g Roz Bengal dizolvat într-un litru de formol 10%) la un litru de probă. Pentru a asigura colorarea completă şi a organismelor care prezintă un exoschelet relativ impermeabil (de ex. halacaride, kinorinchi etc.), proba se menţine în colorant cel puţin 48 ore.

Măsurarea organismelor se face cu ajutorul unui ocular-micrometru. Valorile măsurate se etalonează faţă de o riglă de pe platanul microscopului.

H. Determinarea biomasei

Biomasa meiofaunei poate fi estimată ca greutate umedă, greutate uscată sau greutate calcinată. Biomasa se poate măsura în mod direct, prin cântărirea organismelor în întregime la o balanță, sau în mod indirect, prin măsurarea dimensiunilor corpului și conversia unităților de volum în unități de greutate.

Determinarea greutății umede se face în felul următor:

1. După extracție și numărare, organismele meiofaunale se spală cu apă marină filtrată pe un filtru Whatman GF/C și se transferă într-o sticlă de ceas cântărită în prealabil.

2. Sticla de ceas, împreună cu organismele, se cântărește la o balanță analitică cu o precizie de ±0,0001 mg.

3. Din greutatea obținută se scade greutatea sticlei de ceas și se obține greutatea umedă a meiofaunei.

Determinarea greutății uscate

1. Organismele meiofaunale se spală cu apă distilată pe un filtru Whatman GF/G și se introduc într-o sticlă de ceas cântărită în prealabil.

2. Sticla de ceas, împreună cu organismele pe care le conține, se introduce în etuvă și se aduce la o greutate constantă la 60°C timp de 24 ore.

3. Sticla de ceas se cântărește din nou și se calculează greutatea uscată ca fiind diferența dintre greutatea obținută și cea a sticlei de ceas.

Determinarea greutății calcinate

1. Sedimentele se usucă la etuvă la 60°C timp de 24 ore și se determină greutatea lor uscată.

2. Proba de sediment se calcinează la 475°C timp de 2 ore și se cântărește din nou.

3. Se calculează greutatea calcinată ca fiind diferența dintre greutatea uscată a sedimentului și greutatea sedimentului după calcinare.

Tabelul 6.4. Factorii de conversie medii (*C*) pentru calcularea volumului corpului pentru diferiți taxoni (după Eleftheriou & McIntyre, 2005)

Grupul sistematic	Factorul de conversie (*C*)
Cnidaria	385
Turbellaria	550
Nematoda	530
Gastrotricha	550
Kinorhyncha	295
Polychaeta	530
Oligochaeta	530
Tardigrada	614
Ostracoda	450
Copepoda	230-750
Isopoda	230
Tanaidacea	400
Halacarida	399

Determinarea indirectă a biomasei umede. În general, date fiind dimensiunile foarte mici ale organismelor meiobentice, determinarea biomasei individuale se face cel mai adesea în mod indirect, pe baza calculului volumului acestora. Estimarea volumului organismelor (în nl) se face cu ajutorul formulei:

$$V = LW^2C \qquad (6.2)$$

unde: L – lungimea corpului, în mm;
W – lățimea maximă a corpului, în mm;
C – factor de conversie care depinde de forma corpului (conform tabelului 6.4).

Biomasa (greutatea umedă) se calculează (în µg) prin înmulțirea volumului organismelor (în nl) cu greutatea lor specifică (în medie 1,13). Înmulțind biomasa individuală cu valoarea abundenței numerice (exprimată în nr. ex./dm^2) se obține biomasa populației speciei respective (în µg/dm^2). Însumând valorile biomaselor tuturor speciilor se obține biomasa totală a meiobentosului.

BCU CLUJ-NAPOCA UNIVERSITY LIBRARY

BIBLIOGRAFIE

Ankar, S., Andersin, A.B., Lassig, J., Norling, L., Sandler, H. (1979) Methods for studying benthic macrofauna. An intercalibration between two laboratories in the Baltic Sea. *Finnish Marine Research*, **246**: 147-160.

Antonescu, C.S. (1963) *Biologia apelor*. Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 544 pp.

Armstrong, F.A.J. & Wickstead, J.H. (1962) A note on the preservation of plankton with formalin. *Journ. Cons. int. Explor. Mer.*, **27**: 29-30.

Aron, W. (1961) Some aspects of sampling the macroplancton. În: *Symposium on zooplankton production* (sub red. J.H.F. & J. Corlett), Rapp. Cons. Explor. Mer., Copenhagen, **153**, 232 pp.

Bachelet, G. (1990) The choice of a sieving mesh size in the quantitative assessment of marine macrobenthos: a necessary compromise between aims and constraints. *Marine Environmental Research*, **30**: 21-35.

Bakanov, A.I. (1977) Comparative evaluation of the effectiveness of different dredges. *Gidrobiologicheskii Zhurnal*, **13**(2): 97-103.

Băcescu, M. (1957) Apucătorul-sondă pentru studiul cantitativ al organismelor de fund: un aparat mixt pentru colectarea simultană a macro- şi microbentosului. *Buletinul Institutului de Cercetări Piscicole*, **16**: 69-82.

Băcescu, M. (1965) Méthodes de la recherche du benthos en mer Noire et importance des prélèvements directs en scaphandre autonome des échantillons de benthos pour les études quantitatives. *Coll. Com. Benth. Méth. Quant. Et benthos, échel. Dimens. Benthontes, C.I.E.S.M.M.*, Marseille.

Bănărescu, P. (1964) *Fauna Republicii Socialiste România. Pisces-Osteichthyes*. Vol. XIII, fasc. 1, Ed. Acad. R.S.R., Bucureşti, 962 pp.

Bellinger, E.G. (1992) *A Key to Common Algae. Freshwater, Estuarine and some Coastal Species.* 4th Edition, The Institution of Water and Environmental Management, London, 138 pp.

Belyaev, G.M. & Sokolova, M.N. (1960) On methods of quantitative investigation of deep-water benthos. *Trudy Instituta Okeanologii, Akad. Nauk SSSR*, **39**: 96-100. (în lmba rusă)

Blinova, L.K. (1959) *Rukovodstvo po morskim ghidrohimiceskim issledovaniam.* Moskva.

Blomqvist, S. (1991) Quantitative sampling of soft-bottom sediments: problems and solutions. *Marine Ecology Progress Series*, **72**: 295-304.

Bondar, C., Rovenţa, V., State, I. (1973) *Marea Neagră în zona litoralului românesc. Monografie hidrologică.* Institutul de meteorologie şi hidrologie, Bucureşti. 516 pp.

Bouma, A.H. (1969) *Methods for the Study of Sedimentary Structures.* John Wiley & Sons, New York, 458 pp.

Buchanan, J.B. (1984) Sediment Analysis. În: *Methods for the Study of Marine Benthos* (sub red. N.A. Holme & A.D.McIntyre), IPB Handbook, **16**, Blackwell Scientific Publictions, London, pp. 41-65.

Buller, A.T. & McManus, J. (1979) Sediment sampling and analysis. În: *Estuarine Hydrography and Sedimentation* (sub red. K.R. Dyer), Cambridge University Press, Cambridge, pp. 87-130.

Byers, S.C., Mills, E.L., Stewart, P.L. (1978) A comparison of methods of determining organic carbon in marine sediments, with suggestions for a standard method. *Hydrobiologia*, **58**: 43-47.

Carpenter, J.H. (1965) The Chesapeake Bay Institute technique for the Winkler dissolved oxygen method. *Limnology and Oceanography*, **10**: 141-143.

Crompton, T.R. (1989) *Analysis of Seawater.* Butterworths, London.

Davies, J. (coord.), Baxter, J., Bradley, M., Connor, D., Khan, J., Murray, E., Sanderson, W., Turnbull, C., Vincent, M. (2001) *Marine Monitoring Handbook.* Joint Nature Conservation Committee, Peterborough, UK, <http://www.jncc.gov.uk/marine/mmh>

Dinu, D. & Vlad, C. (1986) *Scafandri şi vehicule subacvatice*. Ed. Ştiinţifică şi Enciclopedică, Bucureşti. 222 pp.

Elliott, J.M. & Décamps, H., 1973. Guide pour l'analyse statistique des échantillons d'inverebrés benthiques. *Annls. limnol.*, **9**(2): 79-120.

Elliott, J.M. (1977) *Some Methods for the Statistical Analysis of Samples of Benthic Invertebrates*. 2nd edition, Freshwater Biological Association Scientific Publication No. 25, Reading, MA, 156 pp.

Elmgren, R. (1973) Methods for sampling sublittoral soft bottom meiofauna. *Oikos*, Supplement, **15**: 112-120.

Flemming, N.C. & Max, M.D. (1996) *Scientific Diving. A General Code of Practice*. 2nd edition, UNESCO Publishing, New York.

Folk, R.L. & Ward, W.C. (1957) Brazos River bar: a study in the significance of grain size parameters. *Journal of Sedimentary Petrology*, **27**(1): 3-26.

Fraser, J.H. (1966) Zooplankton sampling. *Nature Lond.*, **211**(5052): 915-916.

Gage, J.D., Hughes, D.J., Gonzaley Vecino, J.L. (2002) Sieve size influence in estimating biomass, abundance and diversity in samples of deep-sea macrobenthos. *Marine Ecology Progress Series*, **225**: 97-107.

Gaudette, H.E., Flight, W.R., Toner, L., Folger, W. (1974) An inexpensive titration method for the determination of organic carbon in recent sediments. *Journal of Sedimentary Petrology*, **44**: 249-253.

Gavrilescu, N. & Popovici, P. (1953) *Analiza chimică aplicată la hidrobiologie şi ape piscicole*. Editura de Stat pentru Literatura Ştiinţifică, Bucureşti, 182 pp.

Giere, O. (1993) *Meiobenthology: The Microscopic Fauna in Aquatic Sediments*. Springer-Verlag, Berlin.

Gomoiu, M.-T. (1969) Studiul sedimentelor nisipoase de la litoralul românesc al Mării Negre. *Ecologie marină*, **III**, Ed. Academiei Republicii Socialiste România, 227-325.

Gomoiu, M.-T. (1976) *Ghid pentru cunoaşterea florei şi faunei marine de la litoralul românesc al Mării Negre*. IRCM Constanţa, Agigea, 108 pp.

Gomoiu, M.-T., Skolka, M. (2001) *Ecologie. Metodologii pentru studii ecologice*. Ovidius University Press, Constanţa, 178 pp.

GPS 45 Personal Navigator™ (1994) *Owner's Manual & Reference*. 60 pp.

Grasshof, K. (1976) *Methods of Seawater Analysis*. Verlag Chemie, Weinheim, 317 pp.

Grasshof, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. (1983) *Methods of Seawater Analysis*. Second Edition. Verlag Chemie, Weinheim.

Gray, J.S., McIntyre, A.D., Stirn, J. (1991) Manual of methods in aquatic environment research Part II. Biological Assessment of marine pollution with particular reference to benthos. *FAO Fisheries Technical Paper*, **324**, 49 pp.

Eleftheriou, A. & McIntyre, A. (2005) *Methods for the Study of Marine Benthos*. 3rd edition, Blackwell Scientific Pulications, Oxford, 418 pp.

Hansen, V.G. & Anderson, K.D. (1961) Sampling the smaller zooplancton. În: *Symposium on zooplankton production* (sub red. J.H.F. & J. Corlett), Rapp. Cons. Explor. Mer., Copenhagen, **153**, 232 pp.

Hardy, A.C. (1956) *The open sea: Its natural history. Part I. The world of plankton*. New Naturalist series, Collins, London, 336 pp.

Hardy, A.C. (1970) *The open sea: Its natural history. Part I. The world of plankton*. Ed. a 2-a, Collins, London, 335 pp.

Hardy, A.C. (1959) *The Open Sea: Its Natural History. Part II. Fish and Fisheries*. New Naturalist Series, **37**, Collins, London, 322 pp.

Harris, R.P, Wiebe, P.H., Lenz, J., Skjoldal, H.R., Huntley, M. (2000) *ICES Zooplankton Methodology Manual*. Academic Press, San Diego, 684 pp.

Higgins, R.P. & Thiel, H. (sub red.)(1988) *Introduction to the Study of Meiofauna*. Smithsonian Institution Press, Washington, DC.

Holme, N.A. (1964) Methods of Sampling the Benthos. *Advances in Marine Biology*, **2**: 171-260.

Holme, N.A., & McIntyre, A.D. (1984) *Methods for the Study of Marine Benthos*. IPB Handbook, **16**. Second edition, Blackwell Scientific Pulications, Oxford, 387 pp.

Ionescu, Al. (1972) *Lumea algelor*. Ed. Ştiinţifică, Bucureşti, 184 pp.

Ivanov, A.I. (1965) Underwater observations of the functioning of sampling equipment for benthos collections (Petersen, Okean dredges). *Okeanologia*, **5**(5): 917-924. (în limba rusă)

Kramer, K.J.M., Brockman, U.H. & Warwick, R.M. (1994) *Tidal Estuaries: Manual of Sampling and Analytical Procedures*. Balkema, Rotterdam.

Lamotte, M. & Bourlière, F. (sub red.) (1971) *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques*. Comité français du Programme Biologique International, Masson et C-ie Éditeurs, Paris, 294 pp.

Langmuir, D. (1971) Eh-pH determination. În: *Sedimentary petrology* (sub red. Carver, R.E.), New York, John Wiley & Sons, pp. 597-634.

Leong, L.S. & Tanner, P.A. (1999) Comparison of methods for determination of organic carbon in marine sediment. *Marine Pollution Bulletin*, **38**: 875-879.

Levin, V. & Korobkov, V. (1989) *Pod vodoi – biologhi*. Izd. Ghidrometeoizdat, Leningrad, 168 pp.

Levinton, J.S. (1995) *Marine biology: function, biodiversity, ecology*. Oxford University Press, New York, 420 pp.

Lewis, F.G. III & Stoner, A.V. (1981) An examination of methods for sampling macrobenthos in seagrass meadows. *Bulletin of Marine Science*, **31**: 116-124.

Lincoln, R.J. & Sheals, J.G. (1979) *Invertebrate Animals. Collection and Preservation*. British Museum (Natural History) and Cambridge University Press, 150 pp.

Lisitsin, A.I. & Udintsev, G.B. (1955) A new type of grab. *Trudy vsesoyuznogo gidrobiologicheskogo obshchestva*, **6**: 148-150. (în limba rusă)

Lorenzen, C.J. & Jeffrey, S.W. (1980) Determination of Chlorophyll in Seawater. *UNESCO Technical Papers in Marine Science*, **35**: 1-20.

Luczak, C., Janquin, M.-A., Kupka, A. (1997) Simple standard procedure for the routine determination of organic matter in marine sediment. *Hydrobiologia*, **345**(1): 87-94.

Manole, I. & Ionescu, G. (1982) *Dicţionar marinăresc*. Ed. Albatros, Bucureşti, 475 pp.

Manoleli, D. & Nalbant, T. (1976) *Viaţa în Marea Neagră*. Ed. Ştiinţifică şi Enciclopedică, Bucureşti, 270 pp.

Marinescu, O. (1958) *Draga apucătoare cantitativă pentru fauna de fund*. Bul. I.C.P., **2**: .

Mănescu, S., Cucu, M., Diaconescu, M.L. (1994) *Chimia sanitară a mediului*. Ed. Medicală, Bucureşti, 355 pp.

Morozova-Vodianitskaya, N.V. (1948) Fitoplankton Chernogo morya. Part I. *Trudy Sevast. Biol. St.*, **6**: 39-172.

Morozova-Vodianitskaya, N.V. (1954) Fitoplankton Chernogo morya. Part II. *Trudy Sevast. Biol. St.*, **8**: 11-99.

Murdoch, A. & Acue, J.M. (1995) *Manual of Aquatic Sediment Sampling*, Lewis, Boca Raton, FL, 224 pp.

Murphy, J., Riley, J.P. (1962) A modified single solution method for the etermination of phosphate in naturale waters. *Analytica Chim. Acta*, **27**: 31-36.

Mustaţă, Gh. (1992a) *Lucrări practice de hidrobiologie*. Fasc. Ed. Universităţii "Alexandru Ioan Cuza" Iaşi, 199 pp.

Newell, G.E. & Newell, R.C. (1977) *Marine plankton, a practical guide*. 5th edition, Hutchinson Educational, London, 244 pp.

Nieuwenhuize, J., Maas, Y.E.M., Middelburg, J.J. (1994) Rapid analysis of organic-carbon and nitrogen in particulate materials. *Marine Chemistry*, **45**: 217-224.

Nybakken, J.W. (1988) *Marine biology: an ecological approach*. 2nd edition, Harper & Row Publishers, New York, 514 pp.

Omori, M., Ikeda, T. (1992) *Methods in Marine Zooplankton Ecology*. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida, 332 pp.

Oros, I. (1977) *Îndrumător pentru lucrări practice de hidrobiologie.* Ed. Universităţii "Babeş-Bolyai" Cluj, 79 pp.

Oros, I. (1981) *Tehnica de analiză aplicată la hidrobiologie.* Ed. Universităţii "Babeş-Bolyai" Cluj, 198 pp.

Papadopol, M. & Stănescu, R., (1980) *Hidrobiologie. Lucrări practice.* partea I, Ed. Universiăţii Bucureşti, 192 pp.

Parsons, T.R., Maita, Y., Lalli, C.M. (1984) *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis.* Pergamon Press, New York, 173 pp.

Parsons, T.R., Takahashi, M., Hargrave, B. (1990) *Biological oceanographic processes.* 3rd edition, Pergamon Press, 330 pp.

Pătroiescu, T. & Gănescu, I. (1980) *Analiza apelor.* Ed. Scrisul Românesc, Craiova, 347 pp.

Pârvu, C. (1981) *Îndrumar pentru cunoaşterea naturii.* Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 244 pp.

Pérès, J.M. & Picard, J. (1958) Manuel de Bionomie Benthique de la Mer Méditerranée. *Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume*, **23**(14): 5-122.

Pora, E.A. (1966) *Cinci luni în Oceanul Indian.* Ed. Ştiinţifică, Bucureşti, 432 pp.

Pora, E.A. & Oros, I. (1974) *Limnologie şi oceanologie. Hidrobiologie.* Ed. Didactică şi Pedagogică, Bucureşti, 424 pp.

Reish, D.J. (1959) A discussion of the importance of screen size in washing quantitative marine bottom samples. *Ecology*, **40**: 307-309.

Reys, J.-P. (1964) Les prélèvements quantitatifs du benthos de substrat meuble. *La Terre et la Vie*, **1**: 94-105.

Reys, J.-P. & Salvat, B. (1971) L'échantillonage de la macrofaune des sédiments meubles marins. În: *Problèmres d'écologie: L'échantillonnage des peuplements animaux des milieux aquatiques* (sub red. Lamotte, M. & Bourlière, F.), Masson et C-ie Éditeurs, Paris, pp. 185-242.

Reznikov, A.A., Mulikovskaya, E.P., Sokolov, I. (1963) *Metody analiza prirodnykh vod*, Moscova.

Riley, J.P. & Skirrov, G. (1965) *Chemical Oceanography.* Academic Press, London, New York, Vol. 1, 322-362.

Ross, D. (1976) *Introducere în oceanografie*. Ed. Ştiinţifică şi Enciclopedică, Bucureşti, 440 pp.

Rumohr, H. (1999) Soft bottom macrofauna: collection treatment, and quality assurance of samples. *ICES Techniques in Marine Environmental Sciences*, **27**, ICES, Denmark, 19 pp.

Sava, D. (2006) *Lucrări practice de botanică sistematică (partea 1)*. Ed. Ex Ponto, Constanţa, 140 pp.

Schlieper, C. (1972) *Research methods in marine biology*. Sidgwick & Jackson, London, 356 pp.

Somerfield, P.J. & Clarke, KR. (1997) A comparison of some methods commonly used for the collection of subtidal sediments and their associated fana. *Marine Environmental Research*, **43**: 145-156.

Sournia, A. (1978) Phytoplankton manual. *Monographs on Oceanographic Methodology*. UNESCO Press, Paris, **6**, 337 pp.

Steedman, H.F. (1976) Zooplankton fixation and preservation. *Monographs on Oceanographic Methodology*, UNESCO Press, Paris, **4**, 350 pp.

Strickland, J.D.H. (1960) Measuring the Production of Marine Phytoplancton. *Bulletin of Fisheries Research Board of Canada*, **122**: 1-172.

Strickland, J.D.H. & Parsons, T.R. (1968) *A Practical Handbook of Seawater Analysis*. Fisheries Research Board of Canada, Ottawa, 311 pp.

Summerhayes, C.P. & Thorpe, S.A. (1996) *Oceanography. An Illustrated Guide*. Manson Publishing, London, 352 pp.

Tait, R.V. (1970) *Elements of marine ecology: an introductory course*. Butterworths, London, 272 pp.

Thorson, G. (1957) Sampling the benthos. În: *Treatise on Marine Ecology and Palaecology* (sub red. J.W. Hedgepeth,), Vol. 1 Ecology, Geological Society of America, New York, pp. 61-86.

Trégouboff, G., Rose, M. (1957) *Manuel de Planctonologie Méditeranéene*. Vol. I + II (figuri), Paris, 587 pp.

Uhlig, G. (1968) Quantitative methods in the study of interstitial fauna. *Transactions of the American Microscopical Society*, **87**: 226-232.

UNESCO (1968) Zooplankton sampling. *Monographs on Oceanographic Methodology*. UNESCO Press, Paris, **2**, 174 pp.

Vollenweider (1984) *A Manual on Methods for Measuring Primary Production in Aquatic Environments*. IPB Handbook, 12. Third edition, Blackwell Scientific Publications, Oxford-London-Edinburgh-Boston-Melbourne.

Walkley, A. & Black, C.A. (1965) Organic carbon. *În*: *Method of soil analysis*. (sub red. Black, C.A.), American Society of Agronomy, Madison, c. 4: 1372-1375.

Weiss, R.F. (1970) The solubility of nitrogen, oxygen and argon in water and seawater. *Deep-Sea Research*, **17**: 721-725

Winberg, G.G. (1971) *Methods for the Estimation of Production of Aquatic Animals*. Academic Press, London.

SR ISO 25813/2000. Calitatea apei. Determinarea conținutului de oxigen dizolvat. Metoda iodometrică.

SR ISO 25814/1999. Calitatea apei. Determinarea conținutului de oxigen dizolvat. Metoda electrometrică cu sondă.

STAS 12999-91. Apă de mare. Determinarea conținutului de azotați.

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

ANEXE

Anexa 1. Prefixele Sistemului Internaţional (SI) de unităţi de măsură

ato (a)	= 0,000000000000000001	= 10^{-18}
femto (f)	= 0,000000000000001	= 10^{-15}
pico (p)	= 0,000000000001	= 10^{-12}
nano (n)	= 0,000000001	= 10^{-9}
micro (μ)	= 0,000001	= 10^{-6}
mili (m)	= 0,001	= 10^{-3}
centi (c)	= 0,01	= 10^{-2}
deci (d)	= 0,1	= 10^{-1}
deca (da)	= 10	= 10^{1}
hecto (h)	= 100	= 10^{2}
kilo (k)	= 1000	= 10^{3}
mega (M)	= 1000000	= 10^{6}
giga (G)	= 1000000000	= 10^{9}
tera (T)	= 1000000000000	= 10^{12}
peta (P)	= 1000000000000000	= 10^{15}
exa (E)	= 1000000000000000000	= 10^{18}

Anexa 2. Echivalenţe între unităţile Sistemului Internaţional (SI) şi alte unităţi de măsură utilizate în mod tradiţional în ecologia marină

Unităţi de lungime

1 ångström (Å) = 0,1 nm = 0,0001 μm = 10^{-10} m
1 nanometru (nm) = 10^{-9} m
1 micron sau micrometru (μm) = 0,001 mm = 10^{-6} m
1 milimetru (mm) = 1000 μm = 0,03937 in. = 0,001 m
1 centimetru (cm) = 0,3937 in = 10 mm = 0,01 m
1 ţol (in.) = 1/12 picioare = 25,4 mm = 2,540 cm
1 decimetru (dm) = 0,1 m
1 picior (ft) = 12 ţoli (inci) = 30,479 cm = 0,3048 m
1 yard = 3 picioare = 91,440 cm
1 metru (m) = 39,37 inci = 3,2808 picioare = 1,0936 yarzi = 0,546 braţe = 100 cm
1 braţ (fathom) = 6 picioare = 1,85 m
1 cablu = 1/10 Mm = 608 picioare = 185,2 m
1 kilometru (km) = 3280 ft = 0,624 mile terestre = 0,54 mile marine = 1000 m
1 milă terestră = 5280 picioare = 1609 m = 1,609 km = 0,87 mile marine
1 milă marină (Mm) = 6076 picioare = 1852 m = 1,85 km = 1,15 mile terestre
1 leghe = 3 mile marine = 5556 m

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Unităţi de suprafaţă

1 centimetru pătrat (cm^2) = 100 mm^2 = 0,155 ţoli pătraţi
1 metru pătrat (m^2) = 10000 cm^2 = 10,8 picioare la pătrat
1 ar (a) = 100 m^2
1 hectar (ha) = 10000 m^2
1 kilometru pătrat (km^2) = 1000000 m^2 = 247,1 acri = 0,386 mile terestre pătrate= 0,292 mile marine pătrate

Unităţi de volum

1 mililitru (ml) = 1 cm^3 (sau 1 cc) = 0,001 litri
1 litru (l) = 1 dm^3 = 1000 cm^2 = 0,21978 galoane
1 galon (gal) =4,55 litri = 4,55 dm^3
1 metru cub (m^3) = 1000 litri

Unităţi de viteză

1 nod (Nd) = 1 Mm/oră = 1,852 km/h = 6000 ft/h = 0,5144 m/s

Unităţi de concentraţie

1 M = 1 gram greutate moleculară la litru (concentraţie molară)
1 µg-atom/l = 1 mg-atom/m^3 = 1 µM
1 µg/l = 1 µg/dm^3 = 1 mg/m^3
1 ppt (părţi per mie) = 1 g/l
1 ppm (părţi per milion) = 1 mg/l = 1 mg/dm^3
1 ppb (părţi per bilion) = 1 µg/l

Unităţi de greutate

1 miligram (mg) = 0,001 g = $3,527 \cdot 10^{-5}$ uncii
1 livră (pound) = 16 uncii = 453,592 g
1 uncie = 1/16 livră = 28,350 g
1 g = 0,035 uncii
1 kilogram (kg) = 1000 g = 2,20 livre (pfunzi)
1 tonă (t) = 1000 kg = 10^6 g

Unităţi de presiune

1 atmosferă (atm) = 760 mm col. Hg (tori) = 101300 pascali = 1,013 bari = $1,0133 \cdot 10^6$ dyne/cm^2 = 10,33 m col. H_2O = 1 kgf/cm^2 = 14,7 psi.
1 pascal (Pa) = 1 N/m^2
1 bar = 10^5 Pa = 10^6 dyne/cm^2

Alte unităţi de măsură

1grad Celsius (°C) = 273,15 grade Kelvin (K)
1 grad Fahrenheit (°F) = 1,8(°C) + 32
1 calorie (cal) = 4,186 Jouli (J)
1 Watt (W) = 1 J/s

BCU IASI / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 3. Valorile Sigma-T (σ_t) în funcție de temperatură (°C) și salinitate (‰) necesare pentru calculul densității apei marine (D) conform formulei: $D = [(\sigma_t \times 10^{-3}) + 1]$ g/cm^3 (după Parsons *et al.*, 1984)

S (‰)	T (°C)													
	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
0	-0,07	-0,01	0,03	0,05	0,06	0,05	0,03	-0,01	-0,06	-0,13	-0,21	-0,31	-0,41	-0,54
1	0,74	0,80	0,82	0,86	0,86	0,85	0,82	0,78	0,72	0,65	0,57	0,47	0,36	0,24
2	1,56	1,61	1,64	1,66	1,66	1,65	1,62	1,57	1,51	1,44	1,35	1,25	1,14	1,01
3	2,37	2,42	2,45	2,46	2,46	2,44	2,41	2,36	2,30	2,22	2,13	2,03	1,91	1,79
4	3,18	3,22	3,25	3,26	3,25	3,23	3,20	3,15	3,08	3,00	2,91	2,81	2,69	2,56
5	3,99	4,03	4,05	4,06	4,05	4,03	3,99	3,93	3,87	3,78	3,69	3,58	3,46	3,33
6	4,80	4,84	4,86	4,86	4,85	4,82	4,78	4,72	4,65	4,57	4,47	4,36	4,24	4,10
7	5,61	5,64	5,66	5,66	5,64	5,61	5,57	5,51	5,43	5,35	5,25	5,13	5,01	4,87
8	6,42	6,45	6,46	6,45	6,44	6,40	6,35	6,29	6,22	6,13	6,02	5,91	5,78	5,64
9	7,22	7,25	7,26	7,25	7,23	7,19	7,14	7,08	7,00	6,19	6,80	6,68	6,56	6,41
10	8,03	8,05	8,06	8,05	8,02	7,98	7,93	7,86	7,78	7,69	7,58	7,46	7,33	7,18
11	8,84	8,86	8,86	8,84	8,82	8,77	8,72	8,65	8,56	8,46	8,35	8,23	8,10	7,95
12	9,64	9,66	9,66	9,64	9,61	9,56	9,50	9,43	9,34	9,24	9,13	9,01	8,87	8,72
13	10,45	10,46	10,46	10,44	10,40	10,35	10,29	10,21	10,12	10,02	9,91	9,78	9,64	9,49
14	11,25	11,26	11,25	11,23	11,19	11,14	11,07	11,00	10,90	10,80	10,68	10,55	10,41	10,26
15	12,06	12,06	12,05	12,02	11,98	11,93	11,86	11,78	11,63	11,58	11,46	11,33	11,18	11,03
16	12,86	12,86	12,85	12,82	12,77	12,72	12,65	12,56	12,46	12,35	12,23	12,10	11,95	11,80
17	13,67	13,66	13,65	13,61	13,57	13,51	13,43	13,34	13,24	13,13	13,01	12,87	12,72	12,56
18	14,47	14,46	14,44	14,41	14,36	14,29	14,22	14,13	14,02	13,91	13,78	13,64	13,49	13,33
19	15,27	15,26	15,24	15,20	15,15	15,08	15,00	14,91	14,80	14,69	14,56	14,42	14,26	14,10
20	16,08	16,06	16,04	15,99	15,94	15,87	15,79	15,69	15,58	15,46	15,33	15,19	15,03	14,87
21	16,88	16,86	16,83	16,79	16,73	16,66	16,57	16,47	16,36	16,24	16,11	15,96	15,80	15,64
22	17,68	17,66	17,63	17,58	17,52	17,44	17,35	17,25	17,14	17,02	16,88	16,73	16,57	16,40
23	18,48	18,46	18,42	18,37	18,31	18,23	18,14	18,04	17,92	17,79	17,65	17,50	17,34	17,17
24	19,29	19,26	19,22	19,17	19,10	19,02	18,92	18,82	18,70	18,57	18,43	18,28	18,11	17,94
25	20,09	20,06	20,02	19,96	19,89	19,81	19,71	19,60	19,48	19,35	19,20	19,05	18,88	18,71
26	20,89	20,86	20,81	20,75	20,68	20,59	20,49	20,38	20,26	20,13	19,98	19,82	19,66	19,48
27	21,70	21,66	21,61	21,55	21,47	21,38	21,28	21,17	21,04	20,90	20,75	20,60	20,43	20,25
28	22,50	22,46	22,41	22,34	22,26	22,17	22,07	21,95	21,82	21,68	21,53	21,37	21,20	21,02
29	23,30	23,26	23,20	23,14	23,05	22,96	22,85	22,73	22,60	22,46	22,31	22,14	21,97	21,78
30	24,10	24,06	24,00	23,93	23,84	23,75	23,64	23,52	23,38	23,24	23,08	22,92	22,74	22,55
31	24,91	24,86	24,80	24,72	24,64	24,54	24,42	24,30	24,16	24,02	23,86	23,69	23,51	23,33
32	25,71	25,66	25,60	25,52	25,43	25,33	25,21	25,08	24,95	24,80	24,64	24,47	24,29	24,10
33	26,52	26,46	26,40	26,31	26,22	26,12	26,00	25,87	25,73	25,58	25,41	25,24	25,06	24,87
34	27,32	27,26	27,19	27,11	27,01	26,91	26,79	26,65	26,51	26,36	26,19	26,02	25,83	25,64
35	28,13	28,07	27,99	27,91	27,81	27,70	27,57	27,44	27,29	27,14	26,97	26,79	26,61	26,41

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 3 (continuare)

S (‰)	T (°C)											
	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
0	−0,67	−0,81	−0,97	−1,14	−1,32	−1,51	−1,71	−1,92	−2,14	−2,38	−2,62	−2,87
1	0,10	−0,04	−0,20	−0,37	−0,55	−0,75	−0,95	−1,16	−1,39	−1,62	−1,86	−2,12
2	0,88	0,73	0,57	0,39	0,21	0,02	−0,19	−0,40	−0,63	−0,87	−1,11	−1,37
3	1,65	1,50	1,33	1,16	0,97	0,78	0,57	0,35	0,13	−0,11	−0,36	−0,61
4	2,42	2,26	2,10	1,92	1,74	1,54	1,33	1,11	0,88	0,64	0,39	0,14
5	3,19	3,03	2,86	2,69	2,50	2,30	2,09	1,87	1,64	1,40	1,15	0,89
6	3,96	3,80	3,63	3,45	3,26	3,06	2,85	2,62	2,39	2,15	1,90	1,64
7	4,73	4,57	4,39	4,21	4,02	3,82	3,60	3,38	3,15	2,90	2,65	2,39
8	5,49	5,33	5,16	4,97	4,78	4,58	4,36	4,13	3,90	3,65	3,40	3,14
9	6,26	6,10	5,92	5,74	5,54	5,33	5,12	4,89	4,65	4,41	4,15	3,88
10	7,03	6,86	6,69	6,50	6,30	6,09	5,87	5,64	5,41	5,16	4,90	4,63
11	7,80	7,63	7,45	7,26	7,06	6,85	6,63	6,40	6,16	5,91	5,65	5,38
12	8,56	8,39	8,21	8,02	7,82	7,61	7,38	7,15	6,91	6,66	6,40	6,13
13	9,33	9,16	8,98	8,78	8,58	8,36	8,14	7,91	7,66	7,41	7,15	6,88
14	10,10	9,92	9,74	9,54	9,34	9,12	8,90	8,66	8,42	8,16	7,90	7,63
15	10,86	10,69	10,50	10,30	10,10	9,88	9,65	9,41	9,17	8,91	8,65	8,37
16	11,63	11,45	11,26	11,06	10,85	10,63	10,41	10,17	9,92	9,66	9,40	9,12
17	12,39	12,21	12,02	11,82	11,60	11,39	11,16	10,92	10,67	10,41	10,14	9,87
18	13,16	12,98	12,79	12,58	12,37	12,15	11,92	11,67	11,42	11,16	10,89	10,62
19	13,93	13,74	13,55	13,34	13,13	12,90	12,67	12,43	12,18	11,91	11,64	11,36
20	14,69	14,51	14,31	14,10	13,89	13,66	13,43	13,18	12,93	12,66	12,39	12,11
21	15,46	15,27	15,07	14,86	14,65	14,42	14,18	13,93	13,68	13,41	13,14	12,86
22	16,22	16,03	15,83	15,62	15,40	15,17	14,94	14,69	14,43	14,17	13,89	13,61
23	16,99	16,80	16,60	16,38	16,16	15,93	15,69	15,44	15,18	14,92	14,64	14,36
24	17,76	17,56	17,36	17,14	16,92	16,69	16,45	16,20	15,94	15,67	15,39	15,10
25	18,52	18,33	18,12	17,91	17,68	17,45	17,20	16,95	16,69	16,42	16,14	15,85
26	19,29	19,09	18,88	18,67	18,44	18,20	17,96	17,70	17,44	17,17	16,89	16,60
27	20,06	19,86	19,65	19,43	19,20	18,96	18,71	18,46	18,20	17,92	17,64	17,35
28	20,82	20,62	20,41	20,19	19,96	19,72	19,47	19,21	18,95	18,67	18,39	18,10
29	21,59	21,39	21,17	20,95	20,72	20,48	20,23	19,97	19,70	19,43	19,14	18,85
30	22,36	22,15	21,94	21,71	21,48	21,24	20,99	20,73	20,46	20,18	19,89	19,60
31	23,13	22,92	22,70	22,48	22,24	22,00	21,74	21,48	21,21	20,93	20,65	20,35
32	23,90	23,69	23,47	23,24	23,00	22,76	22,50	22,24	21,97	21,69	21,40	21,10
33	24,67	24,45	24,23	24,00	23,76	23,52	23,26	23,00	22,72	22,44	22,15	21,86
34	25,43	25,22	25,00	24,77	24,53	24,28	24,02	23,75	23,48	23,20	22,91	22,61
35	26,21	25,99	25,77	25,53	25,29	25,04	24,78	24,51	24,24	23,95	23,66	23,36

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4. Valorile medii ale greutăţilor unor alge planctonice din Marea Neagră (după Morozova-Vodianitskaya, 1954)

Taxonul	Greutatea (μg)	Carbon organic (μg)
CYANOBACTERIA		
Anabaena flos-aquae	0,0020000	0,0002200
Anabaena planctonica	0,0009000	0,0000990
Anabaena solitaria	0,0009040	0,0000994
Anabaena sp.	0,0009410	0,0001035
Anabaena spiroides	0,0070000	0,0007700
Aphanizomenon elenkinii	0,0002000	0,0000220
Aphanizomenon flos-aquae	0,0002000	0,0000220
Aphanizomenon ovalisporum	0,0002000	0,0000220
Aphanothece sp.	0,0002000	0,0000220
Chroococcus dispersus	0,0000520	0,0000050
Chroococcus minutus	0,0000520	0,0000050
Coelosphaerium kuetzingianum	0,0000100	0,0000011
Coelosphaerium pussillum	0,0000500	0,0000055
Coelosphaerium sp.	0,0000510	0,0000056
Dactylococcopsis irregularis	0,0000450	0,0000049
Dactylococcopsis raphioides	0,0006960	0,0000766
Gloeocapsa crepidinium	0,0006960	0,0000765
Gloeocapsa limnetica	0,0004400	0,0000484
Gloeocapsa magma	0,0004400	0,0000484
Gloeocapsa minor	0,0000500	0,0000055
Gloeocapsa sp.	0,0000470	0,0000052
Gloeocapsa turgida	0,0141300	0,0015543
Gomphosphaeria lacustris	0,0000100	0,0000011
Holopedia geminata	0,0006900	0,0000759
Merismopedia glauca	0,0000400	0,0000044
Merismopedia minima	0,0000650	0,0000072
Merismopedia punctata	0,0000100	0,0000010
Merismopedia sp.	0,0000500	0,0000055
Merismopedia tenuissima	0,0000300	0,0000033
Microcystis aeruginosa	0,0002000	0,0000220
Microcystis grevillei	0,0002000	0,0000220
Microcystis orae	0,0000040	0,0000004
Microcystis pulverea	0,0002000	0,0000220
Microcystis pulverea f. *incerta*	0,0002000	0,0000220
Microcystis pulverea f. *racimiformis*	0,0002000	0,0000220
Microcystis sp.	0,0000330	0,0000036
Nodularia spumigena	0,0005000	0,0000550
Oscillatoria agardhii	0,0000230	0,0000020
Oscillatoria bonnemaisonii	0,0005000	0,0000550
Oscillatoria granulata	0,0000230	0,0000020

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Oscillatoria limnetica	0,0000120	0,0000010
Oscillatoria limosa	0,0004810	0,0000530
Oscillatoria minima	0,0000180	0,0000020
Oscillatoria planctonica	0,0000180	0,0000020
Oscillatoria pseudogeminata	0,0000230	0,0000020
Oscillatoria tenuis	0,0000500	0,0000055
Phormidium fragile	0,0000040	0,0000004
Phormidium hormoides	0,0000040	0,0000004
Spirulina laxa	0,0000200	0,0000022
Spirulina major	0,0000200	0,0000022
Spirulina miniata	0,0000200	0,0000022
Synechocystis sp.	0,0035000	0,0003850
EUGLENOPHYTA		
Euglena acus	0,0006700	0,0000737
Euglena caudata	0,0509000	0,0056000
Euglena gracilis	0,0020000	0,0002200
Euglena laciniata	0,0008000	0,0000880
Euglena oxiuris	0,0000000	0,0000000
Euglena pisciformis	0,0008000	0,0000880
Euglena polymorpha	0,0120000	0,0013200
Euglena sp.	0,0058750	0,0006460
Euglena viridis	0,0052290	0,0005750
Eutreptia globulifera	0,0015000	0,0001650
Eutreptia lanowii	0,0011020	0,0001210
Eutreptia sp.	0,0112000	0,0012320
Lepocinclis autumnalis	0,0015000	0,0001650
Phacus longicauda	0,0015000	0,0001650
Rhabdomonas sp.	0,0011000	0,0001210
Trachelomonas sp.	0,0012000	0,0001320
CRYPTOPHYTA		
Hillea fusiformis	0,0000650	0,0000070
Chroomonas caudata	0,0006360	0,0000700
Chroomonas acuta	0,0004500	0,0000495
Cryptomonas ovata	0,0130000	0,0014300
DINOPHYTA (PYRROPHYTA)		
Alexandrium tamarense	0,0450000	0,0049500
Amphidinium crassum	0,0144740	0,0015920
Amphidinium extensum	0,0060000	0,0006600
Amphidinium sphaenoides	0,0060000	0,0006600
Ceratium extensum	0,0776000	0,0085360
Ceratium furca	0,0220000	0,0028600
Ceratium fusus	0,0770000	0,0100000

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Ceratium tripos	0,1340000	0,0174000
Cochlodinium brandtii	0,0012000	0,0001320
Cochlodinium citon	0,0012000	0,0001320
Dinophysis acuminata	0,0280000	0,0030800
Dinophysis acuta	0,0370000	0,0040700
Dinophysis caudata	0,0670000	0,0087100
Dinophysis hastata	0,0370000	0,0040700
Dinophysis meunieri	0,0080000	0,0008800
Dinophysis ovum	0,0250000	0,0027500
Dinophysis sacullus	0,0220000	0,0024200
Ensiculifera carinata	0,0070000	0,0007700
Glenodinium apiculatum	0,0160000	0,0017600
Glenodinium caspicum	0,0040000	0,0005200
Glenodinium caspicum	0,0040000	0,0005200
Glenodinium danicum	0,0041000	0,0004510
Glenodinium gymnodinium	0,0055000	0,0007150
Glenodinium inflatum	0,0042000	0,0004620
Glenodinium lenticula	0,0320000	0,0041600
Glenodinium lenticula f. *minor*	0,0320000	0,0035200
Glenodinium paululum	0,0020000	0,0002200
Glenodinium penardii	0,0041000	0,0004510
Glenodinium pilula	0,0040000	0,0004400
Glenodinium rotundum	0,0108000	0,0014110
Goniaulax apiculata	0,0450000	0,0058500
Goniaulax catenata	0,1800000	0,0023400
Goniaulax cochlea	0,0180000	0,0023400
Goniaulax diegensis	0,1000000	0,0100000
Goniaulax digitale	0,0450000	0,0058500
Goniaulax minima	0,0070000	0,0007700
Goniaulax orientalis	0,0193240	0,0025110
Goniaulax polyedra	0,0450000	0,0049500
Goniaulax polygramma	0,0069000	0,0008970
Goniaulax spinifera	0,0180000	0,0023400
Goniodoma ostenfeldii	0,0042000	0,0005460
Goniodoma polyedricum	0,0200000	0,0026000
Gymnodinium agile	0,0130000	0,0014300
Gymnodinium agiliforme	0,0020000	0,0002200
Gymnodinium fusus	0,0017000	0,0001870
Gymnodinium heterostriatum	0,0030000	0,0003300
Gymnodinium najadeum	0,0037140	0,0004080
Gymnodinium neapolitanum	0,0040000	0,0004400
Gymnodinium paradoxum	0,0140000	0,0015400

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Gymnodinium rhomboides	0,0078000	0,0008580
Gymnodinium simplex	0,0015320	0,0001680
Gymnodinium splendens	0,0200000	0,0022000
Gymnodinium wulffii	0,0015320	0,0001680
Gyrodinium aureolum	0,0200000	0,0022000
Gyrodinium fusiforme	0,0330000	0,0036300
Gyrodinium lachryma	0,0420000	0,0046200
Gyrodinium nasutum	0,0120000	0,0013200
Gyrodinium pavillardii	0,0450000	0,0049500
Gyrodinium pyngue	0,0130000	0,0014300
Gyrodinium sp.	0,0031000	0,0003410
Gyrodinium spirale	0,0330000	0,0036300
Heterocapsa triquetra	0,0030400	0,0003950
Hypnodinium sphaericum	0,0470000	0,0061100
Katodinium rotundatum	0,0015320	0,0001680
Micracanthodinium setiferum	0,0032950	0,0003620
Oxirrhis marina	0,0070000	0,0007700
Oxitoxum reticulatum	0,0023000	0,0002990
Peridinee chisti	0,0470000	0,0061100
Peridinium aciculiferum	0,0160000	0,0017600
Peridinium bipes	0,0160000	0,0020800
Peridinium breve	0,0670000	0,0087100
Peridinium brevipes	0,0060000	0,0007800
Peridinium caspicum	0,0070000	0,0007700
Peridinium cinctum	0,0500000	0,0055000
Peridinium conicum	0,1000000	0,0130000
Peridinium crassipes	0,1000000	0,0130000
Peridinium depressum	0,1630000	0,0210000
Peridinium divergens	0,0695000	0,0091000
Peridinium globulus	0,0240000	0,0031200
Peridinium granii	0,0300000	0,0039100
Peridinium knipowitschii	0,0160000	0,0020800
Peridinium latum	0,0170000	0,0022100
Peridinium longispinum	0,0180000	0,0023400
Peridinium minusculum	0,0060000	0,0006600
Peridinium minutum	0,0320000	0,0041600
Peridinium monovelum	0,0206980	0,0026900
Peridinium orbiculare	0,0320000	0,0035200
Peridinium pallidum	0,0500000	0,0065000
Peridinium pellucidum	0,0500000	0,0065000
Peridinium pendunculatum	0,0500000	0,0065000
Peridinium pyrriforme	0,0670000	0,0087100

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Peridinium robustum	0,0040000	0,0005200
Peridinium solidicorne	0,1000000	0,0130000
Peridinium spiniferum	0,0500000	0,0065000
Peridinium steinii	0,0160000	0,0017600
Peridinium triquetrum	0,0670000	0,0087100
Peridinium volzii	0,0154400	0,0020000
Phalacroma pulchellum	0,0150000	0,0016500
Phalacroma rotundatum	0,0150000	0,0016500
Phalacroma sp.	0,0009000	0,0000990
Phalacroma sphaeroideum	0,0150000	0,0016500
Polykrikos schwarzi	0,0100000	0,0011000
Prorocentrum compressum	0,0130000	0,0014300
Prorocentrum cordatum	0,0016000	0,0001760
Prorocentrum marinum	0,0120000	0,0013200
Prorocentrum micans	0,0085700	0,0009400
Prorocentrum minimum	0,0016000	0,0001760
Prorocentrum obtusum	0,0140000	0,0015400
Prorocentrum scutellum	0,0140000	0,0015400
Protoceratium reticulatum	0,0300000	0,0039000
Protoperidinium bipes	0,0320000	0,0041600
Pyrophacus horologicum	0,0700000	0,0091000
Scrippsiella trochoidea	0,0070000	0,0007700
Torodinium robustum	0,0670000	0,0073700
CHRYSOPHYCEAE		
Acanthoica acanthos	0,0070000	0,0007700
Acanthoica monospinosa	0,0055000	0,0006050
Acanthoica quattrospina	0,0004000	0,0000440
Apedinella spinifera	0,0001570	0,0000170
Calyptrosphaera oblonga	0,0050000	0,0005500
Chromulina sp.	0,0000130	0,0000014
Chrysochromulina sp.	0,0000130	0,0000014
Coccolithus fragilis	0,0070000	0,0007700
Dictyocha octonaria	0,0020000	0,0002200
Dictyocha specullum	0,0023000	0,0002530
Dictyocha specullum var. *octonaria*	0,0020000	0,0002200
Dictyocha triachantha	0,0023000	0,0002530
Dinobryon balticum	0,0000760	0,0000083
Dinobryon pellucidum	0,0000760	0,0000083
Dinobryon sertularia	0,0000510	0,0000056
Ebria tripartita	0,0023000	0,0002530
Emiliania huxleyi	0,0001450	0,0000160
Hermesinum adriaticum	0,0069000	0,0007590

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Mallomonas sp.	0,0011000	0,0001210
Pontosphaera nigra	0,0140000	0,0015400
Rhabdosphaera hispida	0,0140000	0,0015400
Rhabdosphaera longistilis	0,0070580	0,0007760
Rhabdosphaera stylifer	0,0050000	0,0005500
Rhabdosphaera tubolosa	0,0050000	0,0005500
Syracosphaera cordiformis	0,0019000	0,0002090
Syracosphaera mediterranea	0,0140000	0,0015400
XANTOPHYCEAE		
Halosphaera viridis	0,0070000	0,0007700
Meringosphaera mediterranea	0,0040000	0,0004400
Meringosphaera merzi	0,0027000	0,0002970
BACILLARIOPHYCEAE		
Achnanthes bacescui	0,0002800	0,0000308
Achnanthes brevipes	0,0090000	0,0009900
Achnanthes hauckiana	0,0045000	0,0004950
Achnanthes hauckiana var. *rostrata*	0,0008900	0,0000979
Achnanthes lanceolata	0,0006000	0,0000660
Achnanthes lanceolata var. *rostrata*	0,0001700	0,0000187
Achnanthes longipes	0,0310000	0,0034100
Achnanthes lyrata	0,0010000	0,0001100
Achnanthes manifera	0,0060000	0,0006600
Achnanthes minutissima	0,0000400	0,0000044
Actinocyclus ehrenbergii	0,0130000	0,0014300
Actinocyclus ehrenbergii var. *tenellus*	0,0060000	0,0006600
Amphiprora paludosa	0,0300000	0,0033000
Amphora arcus	0,0900000	0,0099000
Amphora augusta	0,0011000	0,0001210
Amphora coffeiformis	0,0030000	0,0003300
Amphora granulata	0,0075000	0,0008250
Amphora granulata var. *punctata*	0,0440000	0,0048400
Amphora hyalina	0,0060000	0,0006600
Amphora hyalina var. *delicatula*	0,0040000	0,0004400
Amphora inflexa	0,0050000	0,0005500
Amphora laevis	0,0060000	0,0006600
Amphora lineolata	0,0310000	0,0034100
Amphora ostrearia	0,0140000	0,0015400
Amphora ovalis	0,0050000	0,0005500
Amphora ovalis var. *gracilis*	0,0029430	0,0003240
Amphora ovalis var. *pediculus*	0,0023000	0,0002530
Amphora proteoides f. *varians*	0,0035000	0,0003850
Amphora proteus	0,0060000	0,0006600

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Amphora proteus var. *oculata* f. *nana*	0,0018000	0,0001980
Amphora terroris	0,0015000	0,0001650
Amphora truncata	0,0040000	0,0004400
Asterionella formosa	0,0003128	0,0000344
Asterionella gracillima	0,0004000	0,0000440
Asterionella japonica	0,0004000	0,0000440
Asteromphalus robustus	0,0600000	0,0066000
Bacillaria paradoxa	0,0033000	0,0003630
Bacillaria socialis var. *baltica*	0,0033000	0,0003630
Bacteriastrum hyalinum	0,0030000	0,0003300
Biddulphia levis	0,0400000	0,0044000
Campylodiscus thuretii	0,0230000	0,0025300
Cerataulina pelagica	0,0064960	0,0002700
Ceratoneis arcus	0,0012000	0,0001320
Chaetoceros abnormis	0,0004000	0,0000440
Chaetoceros affinis	0,0038000	0,0004180
Chaetoceros anastomonas	0,0003900	0,0000429
Chaetoceros borgei	0,0040000	0,0004400
Chaetoceros compresus	0,0045000	0,0004950
Chaetoceros curvisetus	0,0050000	0,0005500
Chaetoceros danicus	0,0008900	0,0000979
Chaetoceros densus	0,0120000	0,0013200
Chaetoceros diversus	0,1530000	0,0168300
Chaetoceros dubius	0,0014000	0,0001540
Chaetoceros fallax	0,0007000	0,0000770
Chaetoceros heterovalvatus	0,0003480	0,0000380
Chaetoceros holsaticus	0,0040000	0,0004400
Chaetoceros insignis	0,0017000	0,0001870
Chaetoceros laciniosus	0,0040000	0,0004400
Chaetoceros lauderi	0,0050000	0,0005500
Chaetoceros lorenzianus	0,0038000	0,0004180
Chaetoceros muelleri	0,0007200	0,0000792
Chaetoceros paulsenii	0,0038000	0,0004180
Chaetoceros peruvianus	0,0070000	0,0007700
Chaetoceros rigidus	0,0007200	0,0000792
Chaetoceros scabrosus	0,0026000	0,0002860
Chaetoceros septentrionalis	0,0006000	0,0000660
Chaetoceros similis	0,0019000	0,0002090
Chaetoceros similis f. *solitarus*	0,0003480	0,0000380
Chaetoceros simplex	0,0006000	0,0000660
Chaetoceros socialis	0,0005000	0,0000550
Chaetoceros socialis (mici)	0,0002000	0,0000220

BCU CLUJ CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Chaetoceros socialis f. *radians*	0,0005000	0,0000550
Chaetoceros sp.	0,0037100	0,0004081
Chaetoceros subsecundus	0,0040000	0,0004400
Chaetoceros subtilis	0,0004000	0,0000440
Chaetoceros teres	0,0038000	0,0004180
Chaetoceros wighamii	0,0007000	0,0000770
Cocconeis distans	0,0072000	0,0007920
Cocconeis pediculus	0,0036000	0,0003960
Cocconeis placentula	0,0072000	0,0007920
Cocconeis scutellum	0,0072000	0,0007920
Cocconeis scutellum var. *parva*	0,0036000	0,0003960
Coscinodiscus apiculatus	0,0660000	0,0072600
Coscinodiscus concinnus	0,4940000	0,0543400
Coscinodiscus granii	0,1580000	0,0173800
Coscinodiscus jonesianus	0,1250000	0,0137500
Coscinodiscus oculus iridis	0,0610000	0,0067100
Coscinodiscus perforatus	0,0075000	0,0008250
Coscinodiscus radiatus	0,0474360	0,0052180
Coscinodiscus sp.	0,0059740	0,0006570
Coscinosira polychorda	0,0053600	0,0005900
Cyclotella caspia	0,0002560	0,0000280
Cyclotella caspia (mici)	0,0000100	0,0000011
Cyclotella chaetoceras	0,0002560	0,0000280
Cyclotella meneghiniana	0,0013790	0,0001690
Cyclotella sp.	0,0011000	0,0001210
Cyclotella stelligera	0,0001200	0,0000132
Cymatopleura elliptica	0,0122000	0,0013420
Cymatopleura solea	0,0122000	0,0013420
Cymbella affinis	0,0023580	0,0002590
Cymbella amphicephala	0,0016000	0,0001760
Cymbella aspera	0,0260000	0,0028600
Cymbella cistula	0,0035000	0,0003850
Cymbella cymbiformis	0,0202690	0,0022300
Cymbella helvetica	0,0010000	0,0001100
Cymbella lanceolata	0,0550280	0,0060530
Cymbella sinuata	0,0008000	0,0000880
Cymbella sp.	0,0019720	0,0002170
Cymbella turgida	0,0190340	0,0020940
Cymbella ventricosa	0,0010000	0,0001100
Detonula confervacea	0,0021000	0,0002310
Diatoma elongatum	0,0004470	0,0000490
Diatoma vulgare	0,0029130	0,0003204

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Diatoma vulgare var. *producta*	0,0043000	0,0004730
Dimerogramma minor	0,0020000	0,0002200
Diploneis bombus	0,0050000	0,0005500
Diploneis chersonensis	0,0120000	0,0013200
Diploneis didyma	0,0035000	0,0003850
Diploneis fusca	0,0310000	0,0034100
Diploneis interrupta	0,0013000	0,0001430
Diploneis litoralis	0,0110000	0,0012100
Diploneis notabilis	0,0160000	0,0017600
Diploneis ovalis	0,0016000	0,0001760
Diploneis ovalis var. *oblongella*	0,0120000	0,0013200
Diploneis smithii	0,0790000	0,0086900
Diploneis smithii f. *rhombica*	0,0360000	0,0039600
Diploneis smithii var. *pumila*	0,0030000	0,0003300
Diploneis subadvena	0,0100000	0,0011000
Diploneis vacillans	0,0100000	0,0011000
Ditylum brightwellii	0,0350000	0,0038500
Endyctia oceanica	0,2080000	0,0228800
Epithemia sp.	0,0021000	0,0002310
Epithemia turgida	0,0400000	0,0044000
Fragilaria brevistriata	0,0002000	0,0000220
Fragilaria capucina	0,0016380	0,0001800
Fragilaria crotonensis	0,0009000	0,0000990
Fragilaria intermedia	0,0031000	0,0003410
Fragilaria pinnata	0,0000900	0,0000099
Gomphonema augur	0,0020000	0,0002200
Gomphonema augustatum	0,0150000	0,0016500
Gomphonema olivaceum	0,0001800	0,0000198
Gomphonema parvulum	0,0001800	0,0000198
Grammatophora marina	0,0035000	0,0003850
Grammatophora serpentina	0,0250000	0,0027500
Grammatophora sp.	0,0035000	0,0003850
Gyrosigma acuminatum	0,0160000	0,0017600
Hantzschia amphioxys	0,0006000	0,0000660
Hemiaulus hauckii	0,0440000	0,0048400
Hyalodiscus ambiguus	0,0770000	0,0084700
Hyalodiscus scoticus	0,0770000	0,0084700
Leptocylindrus adriaticus	0,0007000	0,0000770
Leptocylindrus danicus	0,0012000	0,0001320
Leptocylindrus minimus	0,0001000	0,0000110
Licmophora abreviata	0,0085000	0,0009350
Licmophora debilis	0,0004490	0,0000490

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Licmophora ehrenbergii	0,0450000	0,0049500
Licmophora flabellata	0,0035120	0,0003860
Licmophora gracilis	0,0062000	0,0006820
Licmophora sp.	0,0450000	0,0049600
Mastogloia braunii	0,0038630	0,0002760
Mastogloia smithii	0,0022590	0,0002480
Melosira distans	0,0024000	0,0002640
Melosira granulata	0,0015000	0,0001650
Melosira granulata var. *angustissima*	0,0003270	0,0000360
Melosira islandica	0,0010000	0,0001100
Melosira italica	0,0001440	0,0000150
Melosira moniliformis	0,0240000	0,0026400
Melosira moniliformis var. *octogona*	0,0060000	0,0006600
Melosira moniliformis var. *subglobosa*	0,0060000	0,0006600
Melosira nummuloides	0,0015000	0,0001650
Melosira sulcata	0,0078000	0,0008580
Melosira varians	0,0011540	0,0001270
Meridion circulare var. *constricta*	0,0011100	0,0001221
Navicula abrupta	0,0290000	0,0031900
Navicula angelica	0,0022000	0,0002420
Navicula bicapitellata	0,0001600	0,0000176
Navicula cancellata	0,0040000	0,0004400
Navicula clavata	0,0040000	0,0004400
Navicula cryptocephala	0,0006400	0,0000704
Navicula cryptocephala var. *lata*	0,0010840	0,0001190
Navicula cryptocephala var. *veneta*	0,0003220	0,0000350
Navicula decussia	0,0020000	0,0002200
Navicula digitoradiata	0,0022000	0,0002420
Navicula directa	0,0063050	0,0006940
Navicula exigua	0,0009000	0,0000990
Navicula finmarchica	0,0030000	0,0003300
Navicula forcipata	0,0120000	0,0013200
Navicula forcipata var. *densestriata*	0,0020000	0,0002200
Navicula gracilis	0,0030000	0,0003300
Navicula gregaria	0,0010930	0,0001200
Navicula grevillei	0,0006400	0,0000704
Navicula halophila	0,0004000	0,0000440
Navicula hennedyi	0,0050000	0,0005500
Navicula humerosa	0,0470000	0,0051700
Navicula hungarica	0,0022000	0,0002420
Navicula hustedtii	0,0022000	0,0002420
Navicula lacustris	0,0044000	0,0004840

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Navicula lanceolata	0,0008550	0,0000940
Navicula laterostrata	0,0002200	0,0000242
Navicula lyra	0,0025000	0,0002750
Navicula menisculus	0,0006150	0,0000670
Navicula monilifera	0,0041000	0,0004510
Navicula mutica	0,0030000	0,0003300
Navicula palea	0,0003300	0,0000363
Navicula palpebralis	0,0044000	0,0004840
Navicula palpebralis var. *semiplena*	0,0050000	0,0005500
Navicula pennata	0,0020000	0,0002200
Navicula pennata var. *pontica*	0,0020000	0,0002200
Navicula peregrina	0,0144540	0,0015890
Navicula placentula	0,0011090	0,0001220
Navicula placentula f. *rostrata*	0,0044350	0,0004880
Navicula platystoma	0,0023540	0,0002590
Navicula pupula	0,0022000	0,0002420
Navicula pygmea	0,0009000	0,0000990
Navicula radiosa	0,0680000	0,0074800
Navicula ramosissima	0,0000300	0,0000033
Navicula rhyncocephala	0,0005990	0,0000660
Navicula salinarum f. *capitata*	0,0010000	0,0001100
Navicula sp.	0,0003720	0,0000410
Navicula viridula	0,0030000	0,0003300
Navicula vulpina	0,0065750	0,0007230
Nitzschia acicularis	0,0004100	0,0000450
Nitzschia acuminata	0,0020000	0,0002200
Nitzschia acuta	0,0091700	0,0001010
Nitzschia amphibia	0,0004000	0,0000440
Nitzschia apiculata	0,0020000	0,0002200
Nitzschia bilobata	0,0110000	0,0012100
Nitzschia capitellata	0,0005790	0,0000630
Nitzschia closterium	0,0001200	0,0000132
Nitzschia delicatissima	0,0002020	0,0000220
Nitzschia dissipata	0,0012310	0,0001350
Nitzschia distants	0,0050000	0,0005500
Nitzschia granulata	0,0170000	0,0018700
Nitzschia holsatica	0,0005000	0,0000550
Nitzschia hungarica	0,0008000	0,0000880
Nitzschia hungarica var. pontocsekii	0,0027000	0,0002970
Nitzschia hybrida	0,0005000	0,0000550
Nitzschia hybrida f. hyalina	0,0009000	0,0000990
Nitzschia kutzingiana f. *hyalina*	0,0003200	0,0000352

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Nitzschia lanceolata	0,0008590	0,0000940
Nitzschia linearis	0,0013850	0,0001520
Nitzschia longissima	0,0330000	0,0036300
Nitzschia lorenziana	0,0050000	0,0005500
Nitzschia obtusa	0,0008590	0,0000940
Nitzschia palea	0,0005170	0,0000570
Nitzschia paleacea	0,0002940	0,0000320
Nitzschia pandunformis	0,0400000	0,0044000
Nitzschia pandunformis var. *delicatula*	0,0060000	0,0006600
Nitzschia pandunformis var. *minor*	0,0060000	0,0006600
Nitzschia punctata	0,0130000	0,0014300
Nitzschia punctata var. *coandata*	0,0020000	0,0002200
Nitzschia punctata var. *elongata*	0,0340000	0,0037400
Nitzschia pungens var. *atlantica*	0,0007000	0,0000770
Nitzschia recta	0,0023970	0,0002630
Nitzschia reversa	0,0002100	0,0000231
Nitzschia seriata	0,0007000	0,0000770
Nitzschia sigma	0,0034410	0,0003790
Nitzschia sigmoidea	0,0146240	0,0016080
Nitzschia spathulata	0,0005700	0,0000627
Nitzschia sublinearis	0,0006470	0,0000710
Nitzschia subtilis	0,0011810	0,0001300
Nitzschia tenuirostris	0,0001010	0,0000110
Nitzschia tenuirostris (mici)	0,0000500	0,0000055
Nitzschia trybionella	0,0060110	0,0006610
Nitzschia trybionella var. *victoriae*	0,0710000	0,0078100
Nitzschia vermicularis	0,0022910	0,0002520
Nitzschia vitrea	0,0020000	0,0002200
Nitzshia atlantica	0,0007000	0,0000770
Opephora marina	0,0002000	0,0000220
Opephora martyi	0,0002000	0,0000220
Pinnularia major var. *paludosa*	0,0110000	0,0012100
Pinnularia microstauron var. *ambigua*	0,0112000	0,0012320
Planktoniella sol	0,0013790	0,0001690
Pleurosigma angulatum	0,0600000	0,0066000
Pleurosigma cuspidatum var. *rostratum*	0,0200000	0,0022000
Pleurosigma elongatum	0,0736190	0,0080980
Pleurosigma formosum	0,0004200	0,0000462
Pleurosigma rigidium	0,0780000	0,0085800
Pleurosigma salinarum	0,0183110	0,0020140
Pleurosigma sp.	0,0050500	0,0005555
Pleurosigma stuxbergii var. *minor*	0,0080000	0,0008800

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Podosira hormoides	0,0770000	0,0084700
Podosira pellucida	0,0280000	0,0030800
Rhabdonema adriaticum	0,0960000	0,0105600
Rhizosolenia alata	0,0120000	0,0013200
Rhizosolenia calcar-avis	0,0400000	0,0045500
Rhizosolenia fragilissima	0,0060000	0,0006600
Rhoicosphaenia curvata	0,0008220	0,0000900
Rhoicosphaenia marina	0,0006000	0,0000660
Rhopalodia muscullus	0,0003000	0,0000330
Skeletonema costatum	0,0003000	0,0000330
Skeletonema costatum (mici)	0,0002000	0,0000220
Skeletonema subsalsum	0,0003000	0,0000330
Stauroneis anceps	0,0021270	0,0002340
Stephanodiscus astrea	0,0043550	0,0004790
Stephanodiscus dubius	0,0006000	0,0000660
Stephanodiscus hantzschii	0,0007000	0,0000770
Stephanodiscus sp.	0,0050000	0,0005500
Striatella delicatula	0,0062000	0,0006820
Striatella interrupta	0,0096000	0,0010560
Striatella unipunctata	0,0062000	0,0006820
Surinella ovata	0,0118980	0,0013090
Surirella fastuosa	0,0280000	0,0030800
Surirella gemma	0,0540000	0,0059400
Surirella hybrida var. balteum	0,0000000	0,0000000
Surirella ovalis	0,0000000	0,0000000
Surirella ovata var. salina	0,0000000	0,0000000
Surirella robusta var. splendida	0,0000000	0,0000000
Surirella striatula	0,0000000	0,0000000
Surirella tenera	0,0540000	0,0059400
Synedra acus	0,0006120	0,0000670
Synedra acus var. *angustissima*	0,0005000	0,0000550
Synedra curvata	0,0001800	0,0000198
Synedra gaillonii	0,0033000	0,0003630
Synedra tabulata	0,0007980	0,0000870
Synedra tabulata var. *pavra*	0,0007000	0,0000770
Synedra ulna	0,0027850	0,0003060
Tabellaria fenestrata	0,0021660	0,0002300
Thalassionema nitzschioides	0,0005720	0,0000630
Thalassiothrix mediterranea	0,0120000	0,0013200
Thallassiosira antigua var. *septata*	0,0088000	0,0009680
Thallassiosira coronifera	0,0012000	0,0001320
Thallassiosira decipiens	0,0053600	0,0005900

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Thallassiosira excentrica var. *fasciculata*	0,0012000	0,0001320
Thallassiosira excentrica	0,0068000	0,0007480
Thallassiosira gravida	0,0053600	0,0005900
Thallassiosira nordenskioldii var. *aestivalis*	0,0096600	0,0001062
Thallassiosira nordenskioldii	0,0016990	0,0001870
Thallassiosira parva	0,0016520	0,0001810
Thallassiosira rotula	0,0016520	0,0001810
Thallassiosira subsalina	0,0120000	0,0013500
Tropidonesis lepidoptera	0,0050000	0,0005500
CHLOROPHYTA		
Acanthosphaera zachariasi	0,0009050	0,0000996
Actinastrum hantzschii	0,0000660	0,0000070
Ankistrodesmus arcuatus	0,0001010	0,0000110
Ankistrodesmus convolutus	0,0007000	0,0000770
Ankistrodesmus falcatus var. *acicularis*	0,0001610	0,0000170
Ankistrodesmus genevensis	0,0007000	0,0000770
Ankistrodesmus gracilis	0,0007000	0,0000770
Ankistrodesmus minutissimus	0,0007000	0,0000770
Ankyra sp.	0,0005200	0,0000570
Carteria sp.	0,0004000	0,0000440
Chlamydomonas reihardi	0,0004020	0,0000442
Chlamydomonas sp.	0,0017780	0,0001950
Chlorella sp.	0,0002680	0,0000295
Chlorogonium sp.	0,0007000	0,0000770
Chlorophyta mici	0,0002000	0,0000220
Chodatella ciliata	0,0001300	0,0000143
Chodatella citriformis	0,0003340	0,0000368
Chodatella quadriseta	0,0000711	0,0000078
Closterium acutum	0,0024000	0,0002640
Coelastrum microporum	0,0000510	0,0000056
Coelastrum sphaericum	0,0000590	0,0000064
Cosmarium bicardia	0,0220000	0,0024200
Cosmarium bioculatum	0,0029000	0,0003770
Cosmarium sp.	0,0220000	0,0024200
Crucigenia fenestrata	0,0002500	0,0000275
Crucigenia rectangularis	0,0000630	0,0000060
Crucigenia tetrapedia	0,0000630	0,0000060
Dictyosphaerium ehrenbergianum	0,0000500	0,0000055
Dictyosphaerium elegans	0,0000312	0,0000034
Dictyosphaerium pellucidum	0,0000312	0,0000034
Dictyosphaerium pulchellum	0,0000312	0,0000034
Elakatothrix elachista	0,0003200	0,0000352

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Eudorina elegans	0,0006430	0,0000700
Golenkinia radiata	0,0025050	0,0002750
Golenkinia sp.	0,0035000	0,0003850
Hyaloraphidium contortum var. *tenuissimum*	0,0007000	0,0000770
Kirchneriella contorta	0,0000800	0,0000088
Kirchneriella lunaris	0,0000800	0,0000088
Kirchneriella obesa	0,0000100	0,0000011
Lagerheimia genevensis	0,0000830	0,0000090
Lagerheimia griffithsii	0,0000830	0,0000090
Lagerheimia guadriseta	0,0016000	0,0001760
Lagerheimia wratislaviensis	0,0001690	0,0000180
Micractinium pussilum	0,0006000	0,0000660
Nephrocytium sp.	0,0011000	0,0001210
Oocystis borgei	0,0024620	0,0002708
Oocystis crassa	0,0002100	0,0000231
Oocystis lacustris	0,0024620	0,0002708
Oocystis parva	0,0024620	0,0002700
Oocystis pelagica	0,0024620	0,0002708
Oocystis sp.	0,0024000	0,0002640
Pachysphaera sp.	0,0004500	0,0000495
Pandorina morum	0,0004480	0,0000490
Pediastrum boryanum	0,0011000	0,0001210
Pediastrum tetras	0,0011000	0,0001210
Planctonema lauterbornii	0,0000245	0,0000026
Pterosperma cristatum	0,0008000	0,0000880
Pyramimonas cf. *tetrarhynchus*	0,0004020	0,0000442
Pyramimonas sp.	0,0004020	0,0000442
Quadrichloris carterioides	0,0017780	0,0001950
Raciborskiella salina	0,0000500	0,0000055
Raphidium sp.	0,0015000	0,0001650
Scenedesmus acuminatus	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus acuminatus (mici)	0,0002170	0,0000230
Scenedesmus acutus	0,0000970	0,0000106
Scenedesmus alternans	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus armatus	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus armatus (mici)	0,0002170	0,0000230
Scenedesmus bicaudatus	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus denticulatus	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus ecornis	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus ecornis (mici)	0,0002610	0,0000280
Scenedesmus intermedius	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus longispina	0,0001920	0,0000210

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 4 (continuare)

Taxonul	Greutatea (µg)	Carbon organic (µg)
Scenedesmus obliquus	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus opoliensis	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus quadricauda	0,0003500	0,0000385
Scenedesmus quadricauda (mici)	0,0001920	0,0000210
Scenedesmus spinosus	0,0002110	0,0000232
Schroederia nitzschioides	0,0005200	0,0000570
Schroederia robusta	0,0009000	0,0000990
Schroederia setigera	0,0005200	0,0000570
Schroederia spiralis	0,0005200	0,0000572
Selenastrum bibrayanum	0,0024000	0,0002640
Staurastrum cingulum	0,0024000	0,0002640
Staurastrum tetracerum	0,0024000	0,0002640
Staurodesmus mamillatus	0,0008370	0,0000920
Tetracoccus botryoides	0,0003300	0,0000363
Tetraedron caudatum	0,0024000	0,0002640
Tetraedron hastatum	0,0024000	0,0002640
Tetraedron minimum	0,0024000	0,0002640
Tetraedron multicum	0,0024000	0,0002640
Tetraedron triangulare	0,0024000	0,0002640
Tetraedron trigonum	0,0024000	0,0002640
Tetraselmis sp.	0,0004000	0,0000440
Tetrastrum elegans	0,0000041	0,0000004
Tetrastrum glabrum	0,0000700	0,0000077
Tetrastrum multisetum	0,0003500	0,0000385
Tetrastrum staurogeniaeforme	0,0001560	0,0000170
Treubania triappendiculata	0,0003300	0,0000363
Trochiscia brancheolata	0,0052000	0,0005720
Trochiscia elenei	0,0050000	0,0005500
Trochiscia monospina	0,0120000	0,0013200
Trochiscia multispina	0,0120000	0,0013200
Ulotrix zonata	0,0003000	0,0000330
Westella botryoides	0,0006960	0,0000765

BCU IAȘI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5. Valorile medii ale greutăţilor unor organisme zooplanctonice:N – stadiu naupliar; I-V – stadii de copepodit; juv. – juvenili; ad. – adulţi (după datele labortorului AZCERNIRO modificate de Onciu, com.pers.)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
CYSTOFLAGELLATA		
Noctiluca miliaris	–	0,088
CILIOPHORA		
Favella ehrenbergi	–	0,0001
Strombidium sp.	–	0,0000025
Tiarina fusus	–	0,0000025
Tintinnidae mici	–	0,0000025
Tintinnidae medii	–	0,000015
Tintinnopsis beroidea	–	0,000015
Tintinnopsis campanula	–	0,0001
Tintinnopsis meunieri	–	0,0001
Tintinnopsis tubulosa	–	0,0001
Coxliella helix	–	0,002
CTENOPHORA		
Pleurobrachia rhodopis	0,49 mm	0,02
Pleurobrachia rhodopis	0,51 mm	0,5
Pleurobrachia rhodopis	1,5 mm	1,76
Pleurobrachia rhodopis	2,5 mm	8,2
Pleurobrachia rhodopis	3,5 mm	22,4
Pleurobrachia rhodopis	4,5 mm	67,5
Pleurobrachia rhodopis	5,5 mm	113,0
Pleurobrachia rhodopis	6,5 mm	180,0
Pleurobrachia rhodopis	7,5 mm	267,9
Pleurobrachia rhodopis	8,5 mm	381,5
Pleurobrachia rhodopis	9,5 mm	523,0
Pleurobrachia rhodopis	10,5 mm	697,0
Pleurobrachia rhodopis	11,5 mm	904,3
Pleurobrachia rhodopis	12,5 mm	1150,0
Pleurobrachia rhodopis	13,5 mm	1436,0
Pleurobrachia rhodopis	14,5 mm	1766,0
Pleurobrachia rhodopis	15,5 mm	2146,0
Mnemiops leidyi	0,5 mm	0,5
Mnemiops leidyi	1,5 mm	1,76
Mnemiops leidyi	2,5 mm	8,2
Mnemiops leidyi	3,5 mm	22,4
Mnemiops leidyi	4 mm	87,0
Mnemiops leidyi	5 mm	168,0
Mnemiops leidyi	6 mm	266,0
Mnemiops leidyi	7 mm	397,0
Mnemiops leidyi	8 mm	556,0
Mnemiops leidyi	9 mm	745,0
Mnemiops leidyi	10 mm	964,0
Mnemiops leidyi	11 mm	1214,0

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Mnemiops leidyi	12 mm	1496,0
Mnemiops leidyi	13 mm	1810,0
Mnemiops leidyi	14 mm	2157,0
Mnemiops leidyi	15 mm	2537,0
Mnemiops leidyi	16 mm	2951,0
Mnemiops leidyi	17 mm	3399,0
Mnemiops leidyi	18 mm	3881,0
Mnemiops leidyi	19 mm	4399,0
Mnemiops leidyi	20 mm	4952,0
Mnemiops leidyi	21 mm	5541,0
ROTIFERA		
Asplanchna priodonta	–	0,0017
Brachionus angularis	–	0,0005
Brachionus calyciflorus	–	0,0018
Brachionus dimidiatus	–	0,0013
Brachionus falcatus	–	0,0013
Brachionus leydigii	–	0,0013
Brachionus plicatilis	–	0,0018
Brachionus quadridentatus	–	0,0018
Brachionus rubens	–	0,0005
Brachionus urceolaris	–	0,0005
Cephalodella catellina	–	0,017
Colurella sp.	–	0,0002
Filinia longiseta	–	0,0013
Filinia terminalis	–	0,0013
Hexarthra fennica	–	0,0003
Keratella cochlearis	–	0,0003
Keratella quadrata	–	0,0003
Lecane sp.	–	0,0023
Lepadella patella similis	–	0,0023
Mytilina mucronata	–	0,0013
Notholca acuminata	–	0,0005
Polyarthra vulgaris	–	0,0003
Polyarthra remata	–	0,0003
Proales sp.	–	0,017
Synchaeta littoralis	–	0,0013
Synchaeta sp.	mici	0,00019
Synchaeta sp.	mari	0,0027
Testudinella patina		0,0023
Trichocerca sp.	–	0,0013
CADOCERA		
Alona quadrangularis	–	0,04
Alona rectangula	–	0,04
Alonella exigua	–	0,009
Bosmina longirostris	–	0,009

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Cercopagis pengoi	–	2,00
Ceriodaphnia quadrangula	–	0,04
Ceriodaphnia reticulata	–	0,04
Ceriodaphnia setosa	–	0,04
Chydorus ovalis	–	0,009
Chydorus sphaericus	–	0,009
Cornigerius maeoticus	–	0,04
Daphnia cucullata	–	0,048
Daphnia galeata	–	0,048
Daphnia longispina	–	0,048
Daphnia magna	ouă	0,025
Daphnia magna	juv.	0,046
Daphnia magna	ad.	0,1
Daphnia pulex	–	0,048
Diaphanosoma brachiurum	–	0,1
Eurycercus lamellatus	–	0,04
Evadne spinifera	–	0,004
Leptodora kindti	1-2 mm	0,1
Leptodora kindti	2-3 mm	2,0
Leptodora kindti	3-4 mm	10,0
Leptodora kindti	4-5 mm	16,0
Leptodora kindti	5-6 mm	19,0
Leptodora kindti	6-7 mm	20,0
Leptodora kindti	7-8 mm	28,0
Leptodora kindti	8-9 mm	34,0
Macrothrix laticornis	–	0,04
Moina brachiata	–	0,04
Moina micrura	–	0,04
Penilia avirostris	juv.	0,01
Penilia avirostris	ad.	0,035
Pleopis polyphemoides	–	0,009
Podon intermedius	–	0,009
Podon leuckarti	–	0,009
Pseudoevadne tergestina	–	0,004
Scapholeberis aurita	–	0,04
Scapholeberis kingi	–	0,04
Scapholeberis mucronata	–	0,04
Sida crystalina	–	0,05
Simocephalus exspinosus	–	0,1
Simocephalus serrulatus	–	0,1
Simocephalus vetulus	–	0,1
CPEPODA	–	
Acartia clausi	N	0,0011
Acartia clausi	I	0,002
Acartia clausi	II	0,004

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Acartia clausi	III	0,0064
Acartia clausi	IV	0,014
Acartia clausi	V	0,016
Acartia clausi	♀	0,031
Acartia clausi	♂	0,027
Anomalocera patersoni	N	0,0018
Anomalocera patersoni	I	0,025
Anomalocera patersoni	II	0,046
Anomalocera patersoni	III	0,105
Anomalocera patersoni	IV	0,25
Anomalocera patersoni	V	0,824
Anomalocera patersoni	♀	1,26
Anomalocera patersoni	♂	1,02
Arctodiaptomus salinus	N	0,0018
Arctodiaptomus salinus	I	0,003
Arctodiaptomus salinus	II	0,005
Arctodiaptomus salinus	III	0,008
Arctodiaptomus salinus	IV	0,015
Arctodiaptomus salinus	V	0,023
Arctodiaptomus salinus	♀	0,038
Arctodiaptomus salinus	♂	0,027
Calanipeda aquae-dulcis	N	0,0018
Calanipeda aquae-dulcis	I	0,003
Calanipeda aquae-dulcis	II	0,005
Calanipeda aquae-dulcis	III	0,008
Calanipeda aquae-dulcis	IV	0,015
Calanipeda aquae-dulcis	V	0,023
Calanipeda aquae-dulcis	♀	0,038
Calanipeda aquae-dulcis	♂	0,027
Calanus euxinus	N	0,004
Calanus euxinus	I	0,025
Calanus euxinus	II	0,049
Calanus euxinus	III	0,13
Calanus euxinus	IV	0,32
Calanus euxinus	V	0,77
Calanus euxinus	♀	1,12
Calanus euxinus	♂	1,08
Calanus helgolandicus	N	0,0018
Calanus helgolandicus	I	0,025
Calanus helgolandicus	II	0,046
Calanus helgolandicus	III	0,105
Calanus helgolandicus	IV	0,25
Calanus helgolandicus	V	0,824
Calanus helgolandicus	♀	1,26
Calanus helgolandicus	♂	1,02

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Centropages ponticus	N	0,001
Centropages ponticus	I	0,002
Centropages ponticus	II	0,005
Centropages ponticus	III	0,007
Centropages ponticus	IV	0,012
Centropages ponticus	V	0,033
Centropages ponticus	♀	0,050
Centropages ponticus	♂	0,048
Centropages spinosus	N	0,001
Centropages spinosus	I	0,002
Centropages spinosus	II	0,005
Centropages spinosus	III	0,007
Centropages spinosus	IV	0,012
Centropages spinosus	V	0,033
Centropages spinosus	♀	0,050
Centropages spinosus	♂	0,048
Cyclopina gracilis	N	0,0005
Cyclopina gracilis	juv.	0,0015
Cyclopina gracilis	ad.	0,004
Cyclops vicinus	N	0,001
Cyclops vicinus	juv.	00022
Cyclops vicinus	ad.	0,0082
Eudiaptomus gracilis	N	0,0018
Eudiaptoimus gracilis	I	0,003
Eudiaptomus gracilis	II	0,005
Eudiaptomus gracilis	III	0,008
Eudiaptomus gracilis	IV	0,015
Eudiaptomus gracilis	V	0,023
Eudiaptomus gracilis	♀	0,038
Eudiaptomus gracilis	♂	0,027
Eurytemora affinis	N	0,0018
Eurytemora affinis	I	0,003
Eurytemora affinis	II	0,005
Eurytemora affinis	III	0,008
Eurytemora affinis	IV	0,015
Eurytemora affinis	V	0,023
Eurytemora affinis	♀	0,038
Eurytemora affinis	♂	0,027
Oithona nana	N	0,0004
Oithona nana	I	0,0006
Oithona nana	II	0,001
Oithona nana	III	0,0014
Oithona nana	IV	0,0021
Oithona nana	V	0,0026
Oithona nana	♀	0,0039

BCU CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Oithona nana	♂	0,0039
Oithona similis	I	0,00045
Oithona similis	II	0,0011
Oithona similis	III	0,0018
Oithona similis	IV	0,0024
Oithona similis	V	0,0045
Oithona similis	♀	0,0052
Oithona similis	♂	0,0073
Paracalanus parvus	N	0,0007
Paracalanus parvus	I	0,0012
Paracalanus parvus	II	0,0017
Paracalanus parvus	III	0,0028
Paracalanus parvus	IV	0,0046
Paracalanus parvus	V	0,0086
Paracalanus parvus	♀	0,012
Paracalanus parvus	♂	0,014
Pontella mediterranea	N	0,0025
Pontella mediterranea	I	0,05
Pontella mediterranea	III	0,1
Pontella mediterranea	IV	0,23
Pontella mediterranea	V	0,27
Pontella mediterranea	♀	0,66
Pontella mediterranea	♂	0,46
Pseudocalanus elongatus	N	0,0014
Pseudocalanus elongatus	I	0,003
Pseudocalanus elongatus	II	0,005
Pseudocalanus elongatus	III	0,008
Pseudocalanus elongatus	IV	0,015
Pseudocalanus elongatus	V	0,035
Pseudocalanus elongatus	♀	0,055
Pseudocalanus elongatus	♂	0,040
MYSIDACEA		
Mesopodopsis slabberi	–	0,7
CHAETOGNATHA		
Sagitta setosa	0,51 mm	0,007
Sagitta setosa	0,99 mm	0,007
Sagitta setosa	1,5 mm	0,011
Sagitta setosa	2,5 mm	0,02
Sagitta setosa	3,5 mm	0,06
Sagitta setosa	4,5 mm	0,14
Sagitta setosa	5,5 mm	0,2
Sagitta setosa	6,5 mm	0,5
Sagitta setosa	7,5 mm	0,75
Sagitta setosa	8,5 mm	1,2
Sagitta setosa	9,5 mm	1,5

BCU CLUJ / CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Anexa 5 (continuare)

Taxonul/Specia	Dimensiunea/Stadiul	Greutatea (mg)
Sagitta setosa	10,5 mm	1,9
Sagitta setosa	11,5 mm	2,7
Sagitta setosa	12,5 mm	3,1
Sagitta setosa	13,5 mm	3,9
Sagitta setosa	14,5 mm	4,8
Sagitta setosa	15,5 mm	5,8
Sagitta setosa	16,5 mm	8,6945
Sagitta setosa	17,5 mm	10,6014
Sagitta setosa	18,5 mm	12,7848
Sagitta setosa	19,5 mm	15,2665
Sagitta setosa	20,5 mm	18,069
UROCHORDATA		
Oikopleura dioica	mici	0,0032
Oikopleura dioica	medii	0,052
Oikopleura dioica	mari	0,098
MEROPLANCTON		
Larve trocofore de *Mytilus*		0,00019
Larve veligere de bivalve	mici	0,00019
Larve veligere de bivalve	medii	0,0013
Larve veligere de bivalve	mari	0,0022
Lare veligere de gasteropode	–	0,0025
Larve trocofore de polichete	–	0,066
Larve nectochete de polichete	mici	0,038
Larve nectochete de polichete	medii	0,066
Larve nectochete de polichete	mari	0,3
Larve zoëa de *Rhithropanopeus*	–	0,1
Larve zoëa de decapode	–	0,062
Larve mysis de decapode	–	0,17
Larve nauplius de *Balanus*	mici	0,0063
Larve nauplius de *Balanus*	medii	0,019
Larve nauplius de *Balanus*	mari	0,025
Larve cypris de *Balanus*	–	0,03
Larve actinotrocha de Phoronide	–	0,066
Ova varia	–	0,00002

BCU IASI CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

TIPARUL EXECUTAT LA
IMPRIMERIA EDITURII UNIVERSITĂȚII
„ALEXANDRU IOAN CUZA" DIN IAȘI
700511 Iaşi, Păcurari 9, tel./fax 0232 314947
Format: 61x86/16
Apărut: 2007
Comanda: 431

Informaţii şi comenzi:
www.editura.uaic.ro
editura@uaic.ro

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

BCU IASI/CENTRAL UNIVERSITY LIBRARY

Prezentul îndrumar reprezintă o primă încercare de la noi din țară de a aduna într-un singur volum metodele practice de studiu în teren sau în laborator aplicate în mod curent în ecologia marină. Sunt descrise amănunțit atât modalitățile concrete de determinare a proprietăților fizice și chimice ale apei și sedimentelor marine, cât și metodele și tehnicile de prelevare, conservare, prelucrare și analiză calitativă și cantitativă a fitoplanctonului, zooplanctonului, nectonului și zoobentosului marin. Au fost incluse aici mai ales protocoalele de lucru care necesită o aparatură mai puțin sofisticată, ce poate fi achiziționată relativ ușor și poate fi folosită în activitatea didactică.

Manualul se adresează studenților de la facultățile cu profil biologic, ecologic sau de protecție a mediului înconjurător, dar poate fi un instrument de lucru extrem de util și pentru masteranzi, doctoranzi și tineri cercetători care se ocupă de probleme legate de ecologia marină sau de protecția mediului marin și costier.

Editura Universității „Alexandru Ioan Cuza" Iași

9789737032539